

**CENTRO DE INVESTIGACIÓN EN
ALIMENTACIÓN Y DESARROLLO, S. C.**

**DETERMINACIÓN DEL TIPO DE
ALIMENTO, CONCENTRACIÓN Y
SUSTRATO ÓPTIMO PARA EL
DESARROLLO DE UN SISTEMA DE
CULTIVO A ESCALA EXPERIMENTAL DE
Tribomonozoa BOWMAN, 1962 (COPEPODA:
HARPACTICOIDA).**

POR:

ELOY EDUARDO YEN ORTEGA.

TESIS APROBADA POR LA UNIDAD MAZATLÁN EN
ACUACULTURA Y MANEJO AMBIENTAL

COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:

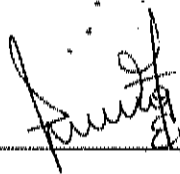
MAESTRÍA EN CIENCIAS

MAZATLÁN, SINALOA, MEX.

NOVIEMBRE DEL 2004.

APROBACIÓN

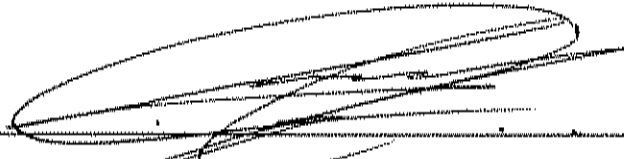
Los miembros del comité designado para revisar la tesis del Ing. Eloy Eduardo Yen Ortega, la han encontrado satisfactoria y recomiendan que sea aceptada como requisito parcial para obtener el grado de Maestro en Ciencias.



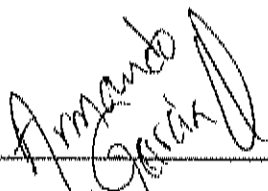
M. en C. Ana Carmela Puella Cruz
Directora de Tesis.



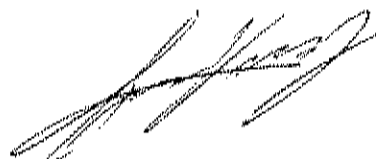
Dr. Bruno Gómez Gil Rodríguez Sala
Comité



Dr. Francisco Martínez Cordero
Comité



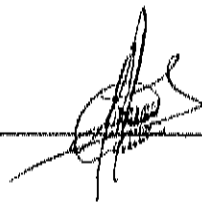
Dr. Armando García Ortega
Comité



Dr. Hugo Aguirre Villaseñor
Comité

Declaración de autor

Se permiten citas breves sin permiso especial del autor siempre y cuando, se de él crédito correspondiente. Se podrá pedir permiso al Director del Centro o Jefe de la Unidad Mazatlán del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C. Apartado postal 11, Sábalo Cerritos S/N Estero del Yugo, Mazatlán, Sinaloa, México, para citas o consultas mas completas con fines académicos. En otras circunstancias, se deberá solicitar permiso al autor.



Eloy Eduardo Yen Ortega

DEDICATORIA

A mi madre Graciela Ortega Cruz y a mi abuela Concepción Cruz Cortés que siempre me han dado su amor, apoyo y Confianza y que me han inculcado el valor del trabajo, la responsabilidad de la honradez y la humildad en los logros como solo una madre lo pudo haber hecho.

A mis hermanos Oyuki, Alonso, Alain y Aldo quienes han sido parte fundamental en mi vida y por lo cual, doy gracias a dios quien me concedió ser parte de ellos.

A mis sobrinos América, Zulay y Ángel seres que le dieron una nueva luz en mi vida.

A todos mis Primos y Tíos por ser mas que mi familia y a mis Amigos quienes siempre estuvieron en los momentos en los que más necesitaba de una compañía y consejo.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por su apoyo económico. Al Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C. (CIAD) Unidad Mazatlán, en particular al Laboratorio de Nutrición y Larvicultura por las facilidades brindadas para la realización de este trabajo.

A mi directora de tesis, la M. en C. Ana Carmela Puello Cruz a quién agradezco profundamente el haber tenido la fortuna de trabajar con ella y quién fue la principal artífice para la realización de este trabajo.

A la Biol. Blanca González Rodríguez por su gran apoyo y disponibilidad para realizar el presente estudio.

Al Dr. Francisco Javier Martínez Cordero por su valiosa contribución para realizar el análisis económico, Al Dr. Bruno Gómez Gil Rodríguez Sala por su invaluable asesoría para la parte bacteriológica, al Dr. Armando García Ortega y al Dr. Hugo Aguirre Villaseñor quienes contribuyeron de manera significativa para alcanzar el cumplimiento de los objetivos planteados. Al Dr. Mario Nieves Soto por su incondicional apoyo y asesoría en la parte estadística del presente trabajo y al Dr. Samuel Gómez Noguera por su apoyo y experiencia aportada a este estudio.

A las M en C. Isabel Abdo de la Parra, Irma Martínez y Crisantema Hernández por su importante apoyo.

A la M. en C. Gabriela Velasco por su constante apoyo con el suministro de microalgas para la realización de este estudio, a la Q. F. B. Carmen Bolan por su asesoría para

realizar los experimentos bacteriológicos, a Socorro Sarabia, Sofia Mezo Villalobos, Rafael Guzmán, Arnoldo Guadalupe Vasquez Aguilar, Vicente Calderón y el Sr. Felipe Hernández Peinado por su incondicional ayuda a lo largo del trabajo. A la Lic. Clara Ramírez, responsable de la biblioteca Regional de Ciencias del Mar “Dra. María Elena Caso Muñoz” del ICMYL-UNAM.

A mis compañeros de maestría, Diana Corona Vadillo, Leonardo Ibarra Castro, Manuel Martín Mariscal Lagarda y Miguel Ángel Vega Cazares. A todos gracias por el apoyo moral compartido en los momentos de trabajo y alegría.

A todos mis amigos y compañeros del CIAD-Mazatlán, Ricardo Álvarez, Héctor Cabanillas, Rafael Hernández y a todos aquellos que no se incluyen aquí, gracias por su amistad brindada durante el tiempo que pase en este lugar.

CONTENIDO

| | |
|---|-----|
| Contenido..... | I |
| Indice de tablas..... | ix |
| Indice de figuras..... | xii |
| Resumen..... | xix |
| 1. INTRODUCCIÓN..... | 1 |
| 2. HIPÓTESIS..... | 8 |
| 3. OBJETIVOS..... | 9 |
| 3.1 General..... | 9 |
| 3.2 Particulares..... | 9 |
| 4. ANTECEDENTES..... | 11 |
| 4.1 Especie de Estudio..... | 11 |
| 4.2 Clasificación Taxonómica..... | 12 |
| 4.3 Aplicación a la Acuicultura..... | 13 |
| 5. METODOLOGÍA..... | 24 |
| 5.1 Efecto de la Temperatura sobre la Producción de <i>T. monozota</i> Bajo Condiciones de Cultivo Controladas..... | 24 |
| 5.1.1 Análisis Estadístico..... | 25 |
| 5.2 Efecto de Diferentes Concentraciones y Tipos de Alimento Artificial sobre la Producción de <i>T. monozota</i> en un Sistema de Cultivo con Condiciones Controladas..... | 26 |
| 5.2.1 Análisis Estadístico..... | 28 |
| 5.3 Determinación del Contenido Bacteriológico en <i>T. monozota</i> Suministrando Tres Dietas Artificiales en un Cultivo bajo Condiciones Controladas..... | 28 |

| | |
|--|----|
| 5.3.1 Análisis Estadístico..... | 30 |
| 5.4 Efecto de Dos Fuentes de Alimento y dos Tipos de Sustrato Artificial sobre la Producción de <i>T. monozota</i> en un Sistema de Cultivo bajo Condiciones Controladas..... | 31 |
| 5.4.1 Análisis Estadístico..... | 33 |
| 5.5 Determinación del Contenido Bacteriológico en <i>T. monozota</i> Mediante el Suministro de dos Fuentes de Alimento y el Empleo de dos Tipos de Sustrato Artificial en un Cultivo bajo Condiciones Controladas..... | 34 |
| 5.5.1 Análisis Estadístico..... | 34 |
| 5.6 Evaluación del Contenido y Comportamiento de la Carga Bacteriana en <i>T. monozota</i> por un Proceso de Depuración en un Sistema de Cultivo bajo Condiciones Controladas..... | 35 |
| 5.6.1 Análisis Estadístico..... | 37 |
| 5.7 Desarrollo de un Sistema Piloto de <i>T. monozota</i> bajo Condiciones Ambientales no Controladas..... | 37 |
| 5.7.1 Fase 1..... | 38 |
| 5.7.2 Fase 2..... | 39 |
| 5.7.3 Fase 3..... | 39 |
| 5.8 Análisis de Rentabilidad y Factibilidad Financiera para un Sistema de Cultivo a Nivel Piloto de <i>T. monozota</i> | 40 |
| 5.8.1 Número de Copépodos y <i>Artemia</i> sp. Empleados para la Fase de Alimentación de 160×10^3 Postlarvas de Camarón..... | 41 |
| 5.8.2 Costo de <i>Artemia</i> sp..... | 42 |
| 5.8.3 Número de Tanques para la Producción de Copépodos Empleados como Alimento..... | 42 |
| 5.8.4 Costos de Inversión por Ciclo..... | 45 |
| 5.8.5 Costos de Operación..... | 45 |
| 5.8.6 Costos de Operación para la Producción de las Fuentes de Alimento..... | 45 |

| | |
|---|----|
| 5.8.7 Análisis de Sensibilidad..... | 46 |
| 5.8.7.1 Tasa de fecundidad de 300 copéodos por hembra grávida..... | 46 |
| 5.8.7.2 Tasa de fecundidad de 600 copéodos por hembra grávida..... | 46 |
| 5.8.7.3 Densidad de siembra de 3000 hembras grávidas por tanque..... | 47 |
| 5.8.7.4 Densidad de siembra de 5000 hembras grávidas por tanque..... | 47 |
| 5.8.8 Costo de Producción de Postlarvas de Camarón Respecto a las Fuentes de Alimento Empleadas..... | 47 |
| 6. RESULTADOS..... | 49 |
| 6.1 Efecto de la Temperatura sobre la Producción de <i>T. monozota</i> bajo Condiciones de Cultivo Controladas..... | 49 |
| 6.1.1 Producción de Hembras Grávidas..... | 49 |
| 6.1.2 Producción de Indefinidos..... | 50 |
| 6.1.3 Producción de Organismos Totales..... | 51 |
| 6.2 Efecto de Diferentes Concentraciones y Tipos de Alimento Artificial sobre la Producción de <i>T. monozota</i> en un Sistema de Cultivo con Condiciones Controladas..... | 52 |
| 6.2.1 Producción de Hembras Grávidas..... | 52 |
| 6.2.2 Número de Huevos Producidos por Hembra..... | 54 |
| 6.2.3 Producción de Indefinidos..... | 56 |
| 6.2.4 Producción de Organismos Totales..... | 59 |
| 6.3 Determinación del Contenido Bacteriológico en <i>T. monozota</i> Suministrando Tres Dietas Artificiales en un Cultivo bajo Condiciones Controladas..... | 61 |
| 6.3.1 Número de Bacterias Heterótrofas Totales en <i>T. monozota</i> | 61 |
| 6.3.2 Número de Bacterias del Género <i>Vibrio</i> en <i>T. monozota</i> | 64 |
| 6.4 Efecto de dos Fuentes de Alimento y dos Tipos de Sustrato Artificial sobre la Producción de <i>T. monozota</i> en un Sistema de Cultivo bajo | |

| | |
|--|----|
| Condiciones Controladas..... | 66 |
| 6.4.1 Producción de Hembras Grávidas..... | 66 |
| 6.4.2 Producción de Nauplios..... | 68 |
| 6.4.3 Producción de Indefinidos..... | 70 |
| 6.4.4 Producción de Organismos Totales..... | 72 |
| 6.5 Determinación del Contenido Bacteriológico en <i>T. monozota</i> Mediante el Suministro de dos Fuentes de Alimento y el Empleo de dos Tipos de Sustrato Artificial en un Cultivo bajo Condiciones Controladas..... | 73 |
| 6.5.1 Bacterias Heterótrofas Totales en <i>T. monozota</i> | 73 |
| 6.5.2 Bacterias del Género <i>Vibrio</i> en <i>T. monozota</i> | 75 |
| 6.6 Evaluación del Contenido y Comportamiento de la Carga Bacteriana en <i>T. monozota</i> por un Proceso de Depuración en un Sistema de Cultivo bajo Condiciones Controladas..... | 77 |
| 6.6.1 Bacterias Heterótrofas Totales en la depuración de <i>T. monozota</i> | 77 |
| 6.6.2 Bacterias del Género <i>Vibrio</i> en la depuración de <i>T. monozota</i> | 79 |
| 6.7 Desarrollo de un Sistema Piloto de <i>T. monozota</i> bajo Condiciones Ambientales no Controladas..... | 81 |
| 6.7.1 Producción de Nauplios..... | 81 |
| 6.7.2 Producción de Hembras Grávidas..... | 83 |
| 6.7.3 Producción de Indefinidos..... | 84 |
| 6.7.4 Producción de Organismos totales..... | 85 |
| 6.8 Análisis de Rentabilidad y Factibilidad Financiera para un Sistema de Cultivo a Nivel Piloto de <i>T. monozota</i> | 86 |
| 6.8.1 Número de Copépodos y <i>Artemia sp</i> Empleados para la Fase de Alimentación de Postlarvas de Camarón (160×10^3)..... | 86 |
| 6.8.2 Costos de <i>Artemia sp</i> | 88 |
| 6.8.3 Número de Tanques para la Producción de Copépodos Empleados como | 88 |

| | |
|---|-----|
| Alimento..... | |
| 6.8.4 Costos de Inversión por Ciclo..... | 89 |
| 6.8.5 Costos de Operación..... | 89 |
| 6.8.6 Costos de Operación para la Producción de las Fuentes de Alimento..... | 91 |
| 6.8.7 Análisis de sensibilidad..... | 93 |
| 6.8.7.1 Tasa de fecundidad de 300 copépodos por hembra grávida..... | 93 |
| 6.8.7.2 Tasa de fecundidad de 600 copépodos por hembra grávida..... | 95 |
| 6.8.7.3 Densidad de siembra de 3000 hembras grávidas por tanque..... | 97 |
| 6.8.7.4 Densidad de siembra de 5000 hembras grávidas por tanque..... | 99 |
| 6.8.8 Costo de Producción de Postlarvas de Camarón Respecto a las Fuentes de Alimento Empleadas..... | 101 |
| 7. DISCUSION DE RESULTADOS..... | 104 |
| 7.1 Efecto de la Temperatura sobre la Producción de <i>T. monozota</i> bajo Condiciones de cultivo controladas..... | 104 |
| 7.1.1 Hembras Grávidas..... | 104 |
| 7.1.2 Indefinidos y Organismos Totales..... | 106 |
| 7.2 Efecto de Diferentes Concentraciones y Tipos de Alimento Artificial sobre la Producción de <i>T. monozota</i> en un Sistema de Cultivo con Condiciones Controladas..... | 107 |
| 7.2.1 Producción de Hembras Grávidas..... | 107 |
| 7.2.2 Número de Huevos Producidos por Hembra..... | 111 |
| 7.2.3 Producción de Indefinidos y Organismos Totales..... | 114 |
| 7.3 Determinación del Contenido Bacteriológico en <i>T. monozota</i> en un Sistema de Cultivo bajo Condiciones Controladas..... | 117 |
| 7.4 Efecto de dos Fuentes de Alimento y dos Tipos de Sustrato artificial sobre la Producción de <i>T. monozota</i> en un Sistema de Cultivo bajo Condiciones Controladas..... | 119 |

| | |
|--|----------|
| 7.4.1 Producción de Nauplios..... | 119 |
| 7.4.2 Producción de Hembras Grávidas..... | 122 |
| 7.4.3 Producción de Indefinidos y Organismos Totales..... | 122 |
| 7.5 Determinación del Contenido Bacteriológico en <i>T. monozota</i> Mediante el Suministro de dos Fuentes de Alimento y el Empleo de dos Tipos de Sustrato Artificial en un Cultivo bajo Condiciones Controladas..... | 123 |
| 7.6 Evaluación del Contenido y Comportamiento de la Carga Bacteriana en <i>T. monozota</i> por un Proceso de Depuración en un Sistema de Cultivo bajo Condiciones Controladas..... | 124 |
| 7.7 Desarrollo de un Sistema Piloto de <i>T. monozota</i> bajo Condiciones Ambientales no Controladas..... | 126 |
| 7.8 Análisis de Rentabilidad y Factibilidad Financiera para un Sistema de Cultivo a Nivel Piloto de <i>T. monozota</i> | 128 |
| 8. CONCLUSIONES..... | 134 |
| 9. RECOMENDACIONES..... | 138 |
| 10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 140 |
| 11. ANEXOS..... | 163 |
| 11.1 Anexo 1.- Composición proximal y contenido de HUFA en <i>T. monozota</i> y <i>Artemia</i> sp..... | 163 |
| 11.2 Anexo 2. Costos de infraestructura y costos de operación para un cultivo de copépodos sin cepario, con la compra de hembras grávidas a distinto tiempo a tres fecundidades y dos densidades de siembra..... | 164 |
| 2.1 Costos de Infraestructura..... | 164, 165 |
| 2.2 Costos de Operación..... | 166,167 |
| 11.3 Anexo 3. Costos de infraestructura y costos de operación para un cultivo de copépodos con cepario, con la compra de hembras grávidas a distinto tiempo a tres fecundidades y dos densidades de siembra..... | 168 |
| 3.1 Costos de Infraestructura..... | 168,169 |

| | |
|--|---------|
| 3.2 Costos de Operación..... | 170,171 |
| 11.4 Anexo 4, Costos de infraestructura y costos de operación para un cultivo de copépodos con cepario sin la compra de hembras grávidas.. | 172 |
| 4.1 Costos de Infraestructura..... | 172,173 |
| 4.2 Costos de Operación..... | 174,175 |

ÍNDICE DE TABLAS

| Cuadro | Pag |
|---|-----|
| Tabla 1.- Producción de hembras grávidas suministrando tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM® y Cenzone®) a cinco diferentes concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg ml ⁻¹) y una dieta control de microalgas (<i>T. suecica</i> , <i>I. galbana</i> y <i>C. muelleri</i> 320 cel μ ⁻¹). | 53 |
| Tabla 2.- Producción de huevos por hembras de <i>T. monozota</i> suministrando tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®) a cinco diferentes concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg.ml ⁻¹) y una dieta control de microalgas (<i>T. suecica</i> , <i>I. galbana</i> y <i>C. muelleri</i> : 320 cel μ ⁻¹)..... | 55 |
| Tabla 3.- Producción de indefinidos de <i>T. monozota</i> suministrando tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®) a cinco diferentes concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg.ml ⁻¹) y una dieta control de microalgas (<i>T. suecica</i> , <i>I. galbana</i> y <i>C. muelleri</i> 320 cel μ ⁻¹). | 58 |
| Tabla 4.- Producción de organismos totales de <i>T. monozota</i> suministrando tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®) a cinco diferentes concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg.ml ⁻¹) y una dieta control de microalgas (<i>T. suecica</i> , <i>I. galbana</i> y <i>C. muelleri</i> a 320 cel μ ⁻¹)..... | 60 |
| Tabla 5.- Número de unidades formadoras de colonias bacterianas heterótrofas totales en <i>T. monozota</i> con el empleo de tres dietas artificiales a tres concentraciones y una dieta control a base de microalgas (<i>T. suecica</i> , <i>I. galbana</i> y <i>C. muelleri</i> 320 cel μ ⁻¹) . Conteo en agar marino..... | 62 |
| Tabla 6.- Número de unidades formadoras de colonias bacterianas del género <i>Vibrio</i> en <i>T. monozota</i> con el empleo de tres dietas artificiales a tres concentraciones y una dieta control a base de microalgas (<i>T. suecica</i> , <i>I. galbana</i> y <i>C. muelleri</i> 320 cel μ ⁻¹) . Conteo en TCBS..... | 64 |
| Tabla 7.- Producción de copépodos de <i>T. monozota</i> mediante el empleo de Lansy ZM® (0.1 mg.ml ⁻¹) y dos tipos de sustrato artificial. Los valores corresponden al valor promedio y desviación estándar..... | 68 |
| Tabla 8.- Producción de copépodos de <i>T. monozota</i> mediante una dieta a base de microalgas (<i>T. suecica</i> , <i>C. muelleri</i> e <i>I. galbana</i>) a una concentración de 320 cel μ ⁻¹ y dos tipos de sustrato artificial. Los | |

| | |
|---|----|
| valores corresponden al valor promedio y desviación estándar..... | 70 |
| Tabla 9.- Número de unidades formadoras de colonias bacterianas heterótrofas en <i>T. monozota</i> cultivado con dos fuentes de alimento y dos tipos de sustrato artificial. conteos en agar marino..... | 73 |
| Tabla 10.- Número de unidades formadoras de colonias bacterianas del género <i>Vibrio</i> en <i>T. monozota</i> cultivado con dos fuentes de alimento y dos tipos de sustrato artificial. Conteos en TCBS..... | 75 |
| Tabla 11.- unidades formadoras de colonias bacterianas heterótrofas totales en <i>T. monozota</i> mediante un proceso de depuración. Conteo en agar marino..... | 78 |
| Tabla 12.- Unidades formadoras de colonias bacterianas del género <i>Vibrio</i> en <i>T. monozota</i> mediante un proceso de depuración. Conteo en TCBS.... | 80 |
| Tabla 13.- Producción de <i>T. monozota</i> en sistema de cultivo a nivel piloto mantenido bajo condiciones ambientales naturales..... | 82 |
| Tabla 14.- Número de copépodos y nauplios de <i>Artemia sp</i> para la alimentación de 160×10^3 postlarvas de camarón sembradas en un tanque de 20 m^3 para un ciclo de cultivo de 15 días..... | 87 |
| Tabla 15 Costos de operación de un cultivo de copépodos sin cepario (caso A), con una tasa de fecundidad de 422.55 copépodos por hembra alcanzada en un periodo menor a un mes..... | 90 |
| Tabla 16 Costos de operación de un cultivo de copépodos con cepario (caso B) cuando se realiza la compra de hembras grávidas para inicio de cultivo, con una tasa de fecundidad de 422.55 copépodos por hembra alcanzada en un periodo menor a un mes..... | 90 |
| Tabla 17. Costos de operación acumulados hasta el tiempo de renovación del lote de hembras para el cultivo de <i>T. monozota</i> con y sin cepario (tasa de fecundidad de 422.55 copépodos por hembra). Se evalúa la compra de hembras grávidas a distinto tiempo para compararse con el costo de compra de <i>Artemia sp.</i> para soportar las primeras fases de alimentación de camarón (Mysis 1- PL 10) a una densidad de 160×10^3 postlarvas en un ciclo de cultivo de 15 días..... | 92 |
| Tabla 18. Costos de operación acumulados hasta el tiempo de renovación del lote de hembras para el cultivo de <i>T. monozota</i> con y sin cepario (tasa de fecundidad de 300 copépodos por hembra). Se evalúa la compra de hembras grávidas a distinto tiempo para compararse con el costo de compra de <i>Artemia sp.</i> para soportar las primeras fases de alimentación de camarón (Mysis 1- PL 10) a una densidad de | |

| | |
|--|-----|
| 160x10 ³ postlarvas en un ciclo de cultivo de 15 días..... | 94 |
| Tabla 19 Costos de operación acumulados hasta el tiempo de renovación del lote de hembras para el cultivo de <i>T. monozota</i> con y sin cepario (tasa de fecundidad de 600 copépodos por hembra). Se evalúa la compra de hembras grávidas a distinto tiempo para compararse con el costo de compra de <i>Artemia</i> sp. para soportar las primeras fases de alimentación de camarón (Mysis 1- PL 10) a una densidad de 160x10 ³ postlarvas en un ciclo de cultivo de 15 días..... | 96 |
| Tabla 20. Costos de operación acumulados hasta el tiempo de renovación del lote de hembras para el cultivo de <i>T. monozota</i> con y sin cepario (densidad de siembra de 3000 hembra por tanque). Se evalúa la compra de hembras grávidas a distinto tiempo para compararse con el costo de compra de <i>Artemia</i> sp. para soportar las primeras fases de alimentación de camarón (Mysis 1- PL 10) a una densidad de 160x10 ³ postlarvas en un ciclo de cultivo de 15 días..... | 98 |
| Tabla 21.- Costos de operación acumulados hasta el tiempo de renovación del lote de hembras para el cultivo de <i>T. monozota</i> con y sin cepario (densidad de siembra de 5000 hembra por tanque). Se evalúa la compra de hembras grávidas a distinto tiempo para compararse con el costo de compra de <i>Artemia</i> sp. para soportar las primeras fases de alimentación de camarón (Mysis 1- PL 10) a una densidad de 160x10 ³ postlarvas en un ciclo de cultivo de 15 días..... | 100 |
| Tabla 22 Costos de producción de un millar de postlarvas de camarón respecto al empleo de copépodos cultivados con y sin cepario, comparado con el suministro de <i>Artemia</i> sp. | 103 |

ÍNDICE DE FIGURAS.

| Figura | Pag. |
|--|------|
| Esquema 1.- Esquematzación del proceso seguido para el desarrollo del análisis de factibilidad financiera..... | 44 |
| Fig. 1. Efecto de la temperatura sobre la producción de hembras grávidas de <i>T. monozota</i> en un sistema de cultivo con condiciones controladas (35°%, 12:12 L/O, microalgas: 320 cel μ^{-1}). Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$)..... | 50 |
| Fig. 2.- Efecto de la temperatura sobre la producción de indefinidos de <i>T. monozota</i> en un sistema de cultivo con condiciones controladas (35°%, 12:12 L/O, microalgas: 320 cel μ^{-1}). Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$)..... | 51 |
| Fig. 3.- Efecto de la temperatura sobre la producción de organismos totales en un sistema de cultivo con condiciones controladas (35°%, 12:12 L/O, microalgas: 320 cel μ^{-1}). Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$)..... | 52 |
| Fig.4 Efecto de tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®), cinco concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg.ml ⁻¹) y una dieta control a 320 cel μ^{-1} sobre la producción de hembras grávidas de <i>T. monozota</i> . Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$)..... | 54 |
| Fig.5.- Efecto de tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®), cinco concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg.ml ⁻¹) y una dieta control a 320 cel μ^{-1} sobre el número de huevos en hembras grávidas de <i>T. monozota</i> . Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$)..... | 56 |
| Fig.6 Efecto de tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®), cinco concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg.ml ⁻¹) y una dieta control a 320 cel μ^{-1} sobre el número de indefinidos producidos en <i>T. monozota</i> . Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$)..... | 58 |
| Fig.7.- Efecto de tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®), cinco concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg.ml ⁻¹) y una dieta control a 320 cel μ^{-1} sobre el número de | |

- organismos totales de *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$)..... 60
- Fig.8. Efecto de tres dietas artificiales a una concentración de 0.2 mg ml^{-1} y una dieta control a base de microalgas ($320 \text{ cel } \mu^{-1}$) sobre el número de UFC de bacterias heterótrofas en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la gráfica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos..... 62
- Fig.-9 Efecto de tres dietas artificiales a una concentración de 0.05 mg ml^{-1} y una dieta control a base de microalgas ($320 \text{ cel } \mu^{-1}$) sobre el número de UFC bacterias heterótrofas en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la gráfica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos..... 63
- Fig.-10 Efecto de tres dietas artificiales a una concentración de $0.0125 \text{ mg ml}^{-1}$ y una dieta control a base de microalgas ($320 \text{ cel } \mu^{-1}$) sobre el número de UFC de bacterias heterótrofas en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la gráfica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos..... 63
- Fig.-11 Efecto de tres dietas artificiales a una concentración de 0.2 mg ml^{-1} y una dieta control a base de microalgas ($320 \text{ cel } \mu^{-1}$) sobre el número de U F C de bacterias del género *Vibrio* en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la gráfica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos..... 65
- Fig.-12 Efecto de tres dietas artificiales a una concentración de 0.05 mg ml^{-1} y una dieta control a base de microalgas ($320 \text{ cel } \mu^{-1}$) sobre el número de U F C de bacterias del género *Vibrio* en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la gráfica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos..... 65
- Fig.-13 Efecto de tres dietas artificiales a una concentración de $0.0125 \text{ mg ml}^{-1}$ y una dieta control a base de microalgas ($320 \text{ cel } \mu^{-1}$) sobre el número de U F C de bacterias del género *Vibrio* en *T. monozota*. Tratamiento con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la gráfica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos..... 66
- Fig.14. Efecto de dos fuentes de alimento y dos tipos de sustratos sobre el

| | |
|---|----|
| número de hembras grávidas de <i>T. monozota</i> . Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores corresponden al valor promedio y desviación estándar..... | 67 |
| Fig.15. Efecto de dos fuentes de alimento y dos tipos de sustratos sobre la producción de nauplios de <i>T. monozota</i> en un sistema de cultivo bajo condiciones controladas. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores corresponden al valor promedio y desviación estándar..... | 69 |
| Fig.16.- Efecto de dos fuentes de alimento y dos tipos de sustratos sobre la producción de indefinidos de <i>T. monozota</i> . Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores corresponden al valor promedio y desviación estándar..... | 71 |
| Fig.17.- Efecto de dos fuentes de alimento y dos tipos de sustratos sobre el número de organismos totales de <i>T. monozota</i> . Tratamientos Con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores corresponden al valor promedio y desviación estándar..... | 72 |
| Fig.18 Efecto del sustrato Plástico y dos fuentes de alimento sobre el número de UFC de bacterias heterótrofas en <i>T. monozota</i> . Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos..... | 74 |
| Fig.19 Efecto del sustrato de multifilamento y dos fuentes de alimento sobre el número de UFC de bacterias heterótrofas en <i>T. monozota</i> . Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos..... | 74 |
| Fig.20 Efecto del sustrato Plástico y dos fuentes de alimento sobre el número de UFC de bacterias del género <i>Vibrio</i> en <i>T. monozota</i> . Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos..... | 76 |
| Fig.21 Efecto del sustrato multifilamento y dos fuentes de alimento sobre el número de UFC de bacterias del género <i>Vibrio</i> en <i>T. monozota</i> . Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos..... | 76 |
| Fig.22 Efecto del proceso de depuración sobre el número y comportamiento de la carga bacteriana heterótrofa en <i>T. monozota</i> . Tratamientos con letras | |

- iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos..... 78
- Fig.23 Efecto del proceso de depuración sobre el número y comportamiento de la carga bacteriana del genero *Vibrio* en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos..... 80
- Fig. 24. Producción de nauplios de *T. monozota* en un sistema de cultivo a nivel piloto mediante el empleo de sustrato de multifilamento y una dieta a base de microalgas. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Cosechas 1 y 2 corresponden a las fases 1 y 2 respectivamente. Cosechas 3, 4 y 5 corresponden a la fase 3.... 82
- Fig. 25 Producción de Hembras grávidas de *T. monozota* en un sistema de cultivo a nivel piloto mediante el empleo de sustrato de multifilamento y una dieta a base de microalgas. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Cosechas 1 y 2 corresponden a las fases 1 y 2 respectivamente. Cosechas 3, 4 y 5 corresponden a la fase 3.... 83
- Fig. 26. Producción de Indefinidos de *T. monozota* en un sistema de cultivo a nivel piloto mediante el empleo de sustrato de multifilamento y una dieta a base de microalgas. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Cosechas 1 y 2 corresponden a las fases 1 y 2 respectivamente. Cosechas 3, 4 y 5 corresponden a la fase 3.... 84
- Fig. 27. Producción de organismos totales de *T. monozota* en un sistema de cultivo a nivel piloto mediante el empleo de sustrato de multifilamento y una dieta a base de microalgas. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Cosechas 1 y 2 corresponden a las fases 1 y 2 respectivamente. Cosechas 3, 4 y 5 corresponden a la fase 3.... 86
- Fig. 28 Costos total operación de copépodos con y sin cepario con una tasa de fecundidad de 422.5 copépodos por hembra comprando hembras grávidas a distinto tiempo, comparada con la compra de *Artemia* sp para la alimentación de postlarvas de camarón (160×10^3) en un ciclo de 15 días... 92
- Fig.29. Costo total de operación de copépodos con y sin cepario con una tasa de fecundidad de 300 copépodos por hembra comprando hembras grávidas a distinto tiempo, comparada con la compra de *Artemia* sp para la alimentación de postlarvas de camarón (160×10^3) en un ciclo de 15 días..... 95
- Fig.30. Costo total de operación de copépodos con y sin cepario con una tasa

| | |
|--|-----|
| de fecundidad de 600 copépodos por hembra comprando hembras grávidas a distinto tiempo, comparada con la compra de <i>Artemia sp</i> para la alimentación de postlarvas de camarón (160×10^3) en un ciclo de 15 días..... | 97 |
| Fig. 31. Costo total de operación de copépodos con y sin cepario (densidad de siembra de 3000 hebras por tanque) comprando hembras grávidas a distinto tiempo, comparada con la compra de <i>Artemia sp</i> para la alimentación de postlarvas de camarón (160×10^3) en un ciclo de 15 días... | 99 |
| Fig. 32. Costo total de operación de copépodos con y sin cepario (densidad de siembra de 5000 hebras por tanque) comprando hembras grávidas a distinto tiempo, comparada con la compra de <i>Artemia sp</i> para la alimentación de postlarvas de camarón (160×10^3) en un ciclo de 15 días... | 101 |
| Fig. 33. Costos de producción generados para el cultivo de copépodos (con y sin cepario) y <i>Artemia sp</i> para la de producción anual de un millar de postlarvas de camarón en un tanque de 20m^3 | 103 |

RESUMEN

Los copépodos son quizás los metazoarios más abundantes del mundo en el medio natural representan una de las fuentes alimenticias más importantes para larvas de peces y crustáceos debido a su abundancia, diversidad de especies, variados tamaños, elevados contenidos de proteína, ácidos grasos esenciales y antioxidantes naturales. Lo anterior ha motivado el interés para lograr su masificación bajo condiciones de cultivo controladas para ser empleados como alimento vivo en acuicultura. A pesar de la relevancia del uso de copépodos en larvicultura, la mayor parte de las investigaciones se han dirigido sobre aspectos de nutrición, reproducción, fisiológicos o toxicológicos y respecto a su producción masiva, solo pocos trabajos han sido desarrollados sin embargo en la última década, ha aumentado el interés por mejorar las técnicas para incrementar su producción en condiciones controladas.

En el presente trabajo, se evaluó el efecto de la temperatura sobre las producciones de *T. monozota* en condiciones controladas. Los resultados indican que el intervalo de temperatura más apropiado para todos los estadios de *T. monozota* en cultivo es 27 °C, mientras que la temperatura menos favorable para su desarrollo es 32°C.

Se analizó el efecto de tres dietas comerciales suministradas a cinco distintas concentraciones y una dieta control a base de una mezcla de microalgas en el cultivo de *T. monozota*. Los resultados indicaron que la producción de hembras grávidas fue mayor con la dieta control mientras que en las dietas comerciales, Espirulina® a 0.1 mg mL⁻¹ fue la que mayor número de organismos produjo. Respecto al número de huevos formados por hembra, el mayor promedio se alcanzó con Cenzone® a 0.1 mg mL⁻¹, el cual fue más elevado que el alcanzado con la dieta control. Respecto al número de indefinidos como total de organismos, la dieta que más producción generó fué la dieta control mientras que para las dietas artificiales, la mayor cantidad se alcanzó con Lansy ZM® a 0.1 mg mL⁻¹.

Se evaluó el contenido bacteriológico de *T. monozota* respecto a las dietas artificiales probadas a diferentes concentraciones en el objetivo anterior. En el número de bacterias heterótrofas totales hubo diferencias entre los alimentos y concentraciones empleadas, la carga bacteriana más alta se encontró en los organismos alimentados con la dieta Cenzone® a 0.2 mg mL⁻¹ y por el contrario la menor cantidad se presentó en los copépodos alimentados con Lansy ZM® a la concentración de 0.0125 mg mL⁻¹. Respecto al número de bacterias del género *Vibrio*, los resultados señalaron que no hubo diferencias en la carga bacteriana de los organismos de acuerdo a las dietas y concentraciones analizadas.

Para determinar el efecto de alimento y sustrato en la producción de copépodos, se probaron tanto el tipo de alimento artificial (Lansy ZM®) y concentración (0.1 mg mL⁻¹) establecida en el cultivo anterior (dietas artificiales y distintas concentraciones), contra una mezcla de microalgas, alimentos que fueron combinados con dos sustratos artificiales (plástico y multifilamento) para el desarrollo de *T. monozota* en condiciones de cultivo. Se encontró que la combinación del sustrato de multifilamento y la mezcla de microalgas fueron los que mejores condiciones presentaron lográndose el mayor incremento en producción de nauplios, hembras grávidas, indefinidos y total de organismos, mientras que los resultados más bajos en los mismos estudios evaluados se presentaron cuando se empleó el sustrato plástico y la dieta artificial.

luego, a los organismos obtenidos, en este experimento se les recontó el contenido bacteriológico durante el desarrollo del cultivo y de acuerdo a los resultados obtenidos, la carga bacteriana total como del género *Vibrio* presente en el agua, no mostró diferencias de acuerdo a los sustitutos y fuentes de nutrientes.

Un sistema de depuración eficiente para el cultivo de *Artemia* en un sistema de cultivo puede ser controlado o disminuido por cambios de agua realizados al cultivo. El experimento tuvo una duración de diez días y en los primeros cinco, los organismos se alimentaron en forma diaria sin recurrir al agua al sistema. Las muestras de copépodos para su análisis se tomaron a partir del sexto día de cultivo hasta el décimo día en que terminó el análisis. Los resultados muestran que hubo una relación inversamente proporcional entre el número de cambios de agua realizados y la carga bacteriana en los organismos, ya que, conforme el número de cambios aumentó, las bacterias heterótrofas totales y de género *Vibrio* disminuyeron considerablemente.

La combinación del sustrato plástico y el medio de cultivo fue utilizada para el cultivo en un sistema de cultivo a nivel piloto de *Artemia*. Debido a que el sistema se sometió a las condiciones ambientales no controladas, la metodología utilizada con el fin de incrementar la producción en el cultivo (15 días), se desarrolló un sistema en tres fases. Los resultados en todas las fases indicaron que las producciones de hembras grávidas, indefinidas y total de organismos fueron más bajas que las producciones subóptimas (< 27 °C), mientras que las producciones más cuantiosas se presentaron cuando el volumen de cultivo disminuyó (60 L) y la temperatura ambiental osciló en los 27 °C (Fase 3), producción significativamente diferente de la obtenida en otras fases y condiciones.

Finalmente se desarrolló un análisis de rentabilidad y factibilidad económica comparando los costos de operación para la producción de copépodos y el costo de *Artemia* para la alimentación de 160 x UF postlarvas de camarón cultivadas en un tanque experimental de 20 l en un ciclo de cultivo (8 días con días de cultivo de 15 días). Debido a que el análisis preliminar demostró que el costo de operación más el costo de *Artemia* para el cultivo de copépodos lo representó la compra de hembras grávidas (84.77 % del costo total de operación), el sistema fue analizado de dos formas: 1) con la construcción de un cepario para cultivar a los organismos con los que se obtendría el alimento y 2) cultivo sin cepario, en el que se contempló la compra de hembras grávidas cada inicio de cultivo. Al final, los costos de operación para la obtención del alimento en ambos cultivos de copépodos se compararon con el costo de compra de *Artemia* sp. Los resultados indicaron que los costos de operación para producir el alimento para las 160 x UF postlarvas de camarón son factibles cuando se emplearon copépodos cultivados sin cepario y en el cultivo, los resultados mostraron que se emplearon copépodos cultivados con cepario. Los costos para el cultivo con cepario fueron menores que los del cultivo sin cepario a partir del primer ciclo (dos ciclos de cultivo), mientras que el costo de *Artemia* sp., el costo generado en el cultivo de copépodos con cepario fue menor en un tiempo de cuatro meses (8 días de cultivo).

Se desarrolló un análisis de sensibilidad del cual se evaluó que los resultados obtenidos indican que se evaluó que los factores que afectan a los organismos de cultivo son: 1) la compra de hembras grávidas a distinto tiempo (1, 2, 4, 6, y 8 días) para la renovación del hacinamiento de organismos en el cultivo de copépodos con cepario, 2) la tasa de fecundidad por hembra (300 y 600 organismos por hembra en un mes) con una densidad de siembra de 1000 hembras por litro y 3) la densidad de siembra por tanque (3000 y 5000 hembras) cuando la fecundidad por hembra es de 422.55 organismos.

En cada una de estas pruebas se desarrolló el cultivo de copépodos (*Daphnia magna*) y sin copario, en los que se evaluó el costo de operación para la producción de un millón de copépodos para generar un millón de poslarvas, que se compararon en un litro de agua con un litro de agua, los costos que se compararon con el costo de compra de *Artemia* sp, pero produciendo el mismo número de poslarvas. Los resultados indicaron que el mayor costo para la producción de un millón de poslarvas fue cuando se emplean copépodos cultivados sin un copario y la fecundidad por hembra es de 300 organismos, mientras que los menores costos se presentaron cuando se producen copépodos con la construcción de un copario y la fecundidad por hembra es de 600 organismos.

1. INTRODUCCIÓN.

Se ha mencionado que los copépodos son quizás los metazoarios más abundantes del mundo aun por encima de los nemátodos. Humes (1994) estimó alrededor de 11,500 especies divididas entre 200 familias y 1,150 géneros.

Ecológicamente adquieren una notable importancia en los principales niveles tróficos al conformar un elevado porcentaje del eslabón de los consumidores primarios y en menor porcentaje del eslabón de los consumidores secundarios (Conover y Huntley, 1991). Estos organismos contribuyen en una gran proporción a la biomasa y producción secundaria en una extensa variedad de comunidades acuáticas, manejándose que su importancia en esas comunidades, radica en su impacto sobre la energía, procesamiento de material, tasas de mortalidad de las presas y en la disminución de recursos disponibles resultantes de las relaciones de pastoreo (Williamson, 1991).

Respecto a su distribución, estos crustáceos pueden ser encontrados en una gran variedad de ambientes acuáticos. Las especies bentónicas habitan aguas pelágicas, litorales, océanos, pequeños volúmenes colectados de plantas, humedales, pantanos, estanques temporales y pequeños charcos en los que se pueden tener abundantes poblaciones (Williamson, 1991).

Aunque con menor abundancia, los copépodos también están presentes en ríos y arroyos. Distintas especies como *Eurytemora affinis*, *Limnocalanus macrurus*, *Harpacticus gracilis* y *Nitroca spinipes*, son conocidos como especies eurihalinas encontrándose en aguas salobres, saladas y dulces (Williamson, 1991).

Existen alrededor de 2,800 especies de harpacticoides, 10% de las cuales residen en aguas dulces. Estos copépodos están habitualmente asociados con el sustrato en las zonas litorales o bentónicas de lagos y estanques (Williamson, 1991).

Los harpacticoides generalmente no presentan larvas pelágicas y su distribución en el medio ambiente ocurre en todas las etapas de desarrollo (Hicks y Coull, 1983). Estos autores señalan que en una gran variedad de especies, su distribución esta principalmente relacionada con la temperatura así como con el tamaño de la partícula del sedimento, por lo que su abundancia en comunidades bentónicas tiende a incrementarse con partículas de sedimento grandes.

En diversos estudios, se ha mencionado que los copépodos tienen la capacidad de ingerir una gran variedad de fuentes alimenticias. Para los harpacticoides se ha reportado que consumen algas marinas molidas, (Rothbard, 1976), polen, rotíferos, crustáceos, larvas de peces (Fryer, 1957; Monakov, 1976), detritus (Meyer y Bell, 1989), bacterias (Rieper, 1982) e incluso materia orgánica disuelta (Hicks y Coull, 1983), manejándose que las comunidades microbianas asociadas con los alimentos muertos, pueden ser más

importantes que los alimentos mismos en la nutrición de estos organismos (Williamson, 1991) ya que pueden producir elevadas cantidades de sacos ovigeros en hembras (Heinle *et al.*, 1977) y en algunos casos, la presencia o ausencia de bacteria en el medio acuático puede alterar las relaciones entre las especies Jung y Hagiwara (2001).

Debido a la capacidad de ingerir esa gran variedad de alimentos, se establece que los copépodos ocupan tres de las cuatro principales posiciones en la cadena trófica: detritívora, herbívora y carnívora (Williamson, 1991). Aunque algunas características carnívoras han sido reportadas en harpacticoides, la depredación es considerada como un mecanismo poco importante para la obtención de su alimento (Hicks y Coull, 1983).

Actualmente se ha establecido que pueden ser utilizados en una gran variedad de estudios. Por ser sensitivos a la contaminación (Lassus *et al.*, 1984; Bengston y Bergstrom, 1987; Chandler y Scott, 1991; Strawbridge *et al.*, 1992; Hutchinson *et al.*, 1994), los harpacticoides han sido utilizados para valorar los efectos de contaminación antropogénica en ecosistemas acuáticos (Coull y Chandler, 1992), en investigación de procesos ecológicos y marinos, en la medición de efectos estresantes en el medio ambiente, como modelos en el movimiento de energía en estuarios (Gómez, *et al.* 2004), así como control biológico en la depredación de larvas de mosquito transmisores de enfermedades (Marten *et al.*, 1994).

En el medio natural, representan una de las fuentes alimenticias más importantes para larvas de peces y crustáceos debido a su abundancia, diversidad de especies y variados tamaños, aspectos que han motivado el interés en investigadores por la búsqueda de estrategias para su masificación bajo condiciones controladas, con el fin de ser empleados como fuente de alimento vivo. En estudios de larvicultura se señala que en las primeras fases larvarias, la mayoría de los organismos necesitan alimento con altos niveles nutricionales y fáciles de digerir, debido a la carencia de órganos digestivos funcionales al momento de la eclosión (Pittman *et al.*, 1990).

La poca disponibilidad y variedad de fuentes de alimento vivo representa una limitante para el desarrollo de la larvicultura. Comúnmente se emplean rotíferos y *Artemia* sin embargo, su bajo contenido nutricional y en algunas especies el tamaño o características no son las adecuadas para ser usadas en los diferentes estadios larvales de los organismos en cultivo (van der Meeen, 1991; Buskey *et al.*, 1993; Pepin y Penney, 1997; von Herbing y Gallagher, 2000).

Por otra parte, el valor nutricional de la *Artemia* principal alimento vivo utilizado en acuicultura, varía constantemente a lo largo del año (Helland *et al.*, 2000). Aunado a esto, las cantidades adecuadas que la acuicultura demanda, se han puesto en cuestión debido a la disminución en las producciones obtenidas en los últimos años en el Gran Lago Salado de Utah, USA principal centro productor de quistes, lo que ha contribuido con constantes variaciones en los precios de este producto (Lavens y Sorgeloos, 2000).

Los copépodos marinos representan una importante alternativa a los problemas antes mencionados, ya que se ha demostrado que contienen altos contenidos de proteína y ácidos grasos esenciales de suma importancia para el desarrollo de organismos acuáticos (Estevez y Kanazawa, 1996). Fyhn *et al.* (1993; 1995) mencionan que los copépodos harpacticoides contienen elevados contenido de aminoácidos libres (FAA, siglas en inglés), las cuales son la principal fuente alimenticia durante el cambio de alimentación endógena a exógena en una gran variedad de especies.

Volk *et al.* (1984) y Shield *et al.* (1999) reportaron que los harpacticoides son de los organismos más encontrados en los tractos digestivos de larvas de peces y crustáceos, los cuales producen una alta y rápida tasa de crecimiento debido a las elevadas cantidades de proteína, ácidos grasos esenciales (ácido eicosapentanoico (EPA (siglas en inglés) [20:5(n:3) y ácido docosahexaenoico (DHA (siglas en inglés) [22:6(n:3) y antioxidantes naturales que promueven la sobrevivencia y crecimiento favoreciendo el proceso digestivo en los estadios larvales. Así mismo, se ha demostrado que son un alimento de gran valor nutricional para pequeñas especies (30-60mm) de peces juveniles comercialmente importantes (Gee, 1989) ya que pueden ser suministrados en distintos estadios (nauplios, copepoditos o adultos) (van der Meern, 1991; Norsker y Støttrup, 1994).

Respecto a la producción masiva de copépodos, son pocos los trabajos que se han desarrollado pero debido a la importancia que representan, ha aumentado el interés por

desarrollar las técnicas con el fin de incrementar su producción en condiciones controladas.

El harpacticoide *T. monozota*, especie nativa en Mazatlán encontrada en Estero del Yugo, Mazatlán Sinaloa, México (23° 18.14'N, 106 ° 29'E, Gómez *et al.*, 2004) presenta condiciones favorables para ser empleado como alimento vivo para larvicultura. De acuerdo a su tamaño (820 µm como hembra grávida) y hábitos de vida, presenta características apropiadas para larvas de camarones y peces con hábitos de alimentación bentónica.

En estudios previos se ha encontrado que *T. monozota* presenta importantes condiciones para ser usado bajo condiciones de cultivo. Tiene la capacidad de aceptar alimento vivo y artificial para su desarrollo, puede ser mantenido en altas densidades (520 org mL⁻¹), es resistente al manejo y contiene elevados contenidos de proteína y ácidos grasos (DHA y EPA) de gran importancia para organismos acuáticos (Puello-Cruz *et al.*, 2004b).

El presente trabajo, se buscó incrementar la producción de *Tisbe monozota* (Copepoda:Harpacticoída) respecto a lo alcanzado en estudios anteriores en el laboratorio de bioensayos del Ciad-Mazatlán, determinando las condiciones favorables de temperatura, concentración y tipo de alimento (artificial comparado contra alimento vivo), tipo de sustrato artificial y la respuesta en la carga bacteriana de este organismo para sentar las bases para la producción de un cultivo a escala experimental. La razón

por la que se estudiaron estos factores, fue por que eran los aspectos que faltaban por establecer para el desarrollo en condiciones controladas de este organismo.

Como parte final de este estudio, se determinó la rentabilidad del sistema empleado respecto a la principal fuente de alimento vivo convencional (*Artemia*), para establecer si el cultivo desarrollado era factible no solo biológica sino también económicamente.

2. HIPÓTESIS

El sistema de cultivo a temperatura apropiada, con empleo de dos fuentes de alimento (vivo y artificial) y dos tipos de sustrato (plástico y multifilamento), presentan las mismas condiciones para incrementar la producción de *Tisbe monozota* (Copepoda:Harpacticoida) con una baja carga bacteriana, así como la misma rentabilidad que el alimento vivo convencional *Artemia* para su aplicación en larvicultura.

3. OBJETIVOS

3.1 General

Determinar la temperatura (°C), tipo y concentración de alimento y sustrato apropiado para el desarrollo de un sistema de cultivo a escala experimental de *T. monozota* con baja carga bacteriana.

3.2 Particulares

- Determinar la temperatura apropiada que favorezca el incremento en la producción de *T. monozota*, bajo condiciones de alimentación, fotoperiodo y salinidad controladas. Seleccionar el tipo y concentración de alimento artificial que proporcione los mejores rendimientos de producción de *T. monozota* bajo condiciones de cultivo controladas. Analizar el efecto en la carga bacteriana en *T. monozota* al emplear diferentes concentraciones y tipos de alimento artificial.

- Comparar dos tipos de sustrato, utilizando la concentración y alimento artificial más favorable del objetivo número uno y una dieta control (mezcla de microalgas: *Tetraselmis suecica*, *Chaetoceros muelleri* e *Isochrysis galbana*, 320 cel μl^{-1}), para determinar con cual combinación se obtiene la mayor

producción de *T. monozota* bajo condiciones controladas. Analizar el efecto en la carga bacteriana del cultivo de *T. monozota* al emplear dos fuentes de alimento y dos tipos de sustrato artificial.

- Emplear la combinación (alimento y sustrato) con la que se obtuvo la mayor producción de *T. monozota* para desarrollar un sistema de cultivo a nivel a escala experimental.
- Evaluar el contenido y comportamiento de la carga bacteriana en el cultivo de *T. monozota* al realizar un proceso de depuración.
- Realizar un análisis para determinar la rentabilidad y márgenes de factibilidad económica del sistema desarrollado en el presente estudio, respecto al utilizado para la principal fuente de alimento vivo convencional en larvicultura (*Artemia*).

4. ANTECEDENTES

4.1 Especie de Estudio

El orden Harpacticoida puede ser distinguido del orden Platycopioidea y Calanoida por su tagmósis (sitio donde se ubica la mayor articulación de las somitas). El número de segmentos de la anténula es una característica útil en la identificación de los harpacticoides, comprendiendo menos de 10 segmentos. La estructura de la antena es otra característica utilizada en la distinción de harpacticoides (antena bifurcada) Gómez, (1999).

La especie *Tisbe monozota* fue descrita por Bowman (1962) y redescrita por Gómez *et al.* (2004). Esta especie se distribuye en E.U.A entre cabo Virginia, cabo Vizcaíno, Bahía Vizcaíno, y el condado de County, Florida (Bowman, 1962) y en México fue encontrada en el estero el yugo (23°18.14', 106°29'E) en Mazatlán, Sinaloa (Gómez *et al.*, 2004).

4.2 Clasificación Taxonómica

Reordenamiento de la clasificación taxonómica para *T. monozota* desde subphylum hasta familia descrita por Martín, y Davis (2001):

Subphylum -----Crustacea-----Brünnich, 1772

Clase-----Maxillopoda-----Dahl, 1956

Subclase -----Copepoda-----Milne-Edwards, 1840

Infracase -----Neocopepoda-----Huys & Boxshall, 1991

Superorden -----Gymnoplea-----Giesbrecht, 1882

Orden-----Harpacticoida-----Sars, 1903

Familia -----Tisbidae-----Sttebing, 1910

Subfamilia-----Tisbinae-----Lang, 1944

Genero -----*Tisbe*-----Lilljeborg, 1853

Especie ----- *Tisbe monozota*-----Bowman, 1962

4.3 Aplicación de copépodos en Acuicultura

El desarrollo de la larvicultura de peces y crustáceos de importancia comercial se ha visto limitado debido a la poca variedad y disponibilidad de fuentes de alimento vivo de alta calidad. Uno de los principales avances ha sido la optimización de estrategias de alimentación para funcionar de acuerdo al comportamiento alimenticio y requerimientos nutricionales de las larvas depredadoras (Sorgeloos y Léger, 1992).

Debido a que ciertas larvas de peces carecen o presentan poca actividad de Δ -5 desaturasa para la conversión de ácidos grasos poliinsaturados (PUFAs, siglas en inglés) de C-18 a largas cadenas de ácidos grasos altamente saturados (HUFAs, siglas en inglés) (Sarget *et al.*, 1993), se ha mencionado la importancia de suministrar una dieta con altos contenidos de DHA para el adecuado desarrollo de sus funciones.

Se ha demostrado que los copépodos marinos son de gran importancia para el crecimiento, sobrevivencia y desarrollo larval en las primeras etapas de una gran diversidad de especies de peces y crustáceos (Naess y Germain-Henry, 1995; Reitan *et al.*, 1997). Estos organismos contienen de manera natural altas cantidades de lípidos fundamentales para el abastecimiento de energía calorífica, así como HUFAs requeridos para la función normal de la membrana celular (Sarget *et al.*, 1995).

Aunado a eso, se ha demostrado que los copépodos durante las etapas naupliares o de copepoditos, generalmente aportan a sus consumidores una tasa mayor de uno en la razón DHA:EPA, cantidad que cubre adecuadamente los requerimientos de las larvas de peces para el desarrollo de las funciones (Velez, 2002). Shield *et al.* (1999) en un estudio con larvas de lenguado (*Hippoglossus hippoglossus*) señalan que al analizar ojos, hígado y cerebro, las larvas alimentadas con copépodos presentaron tasas de DHA:EPA más altas que aquellas alimentados con *Artemia*.

Doi *et al.* (1994 y 1997) en estudios con larvas de Lutjanidos y Serranidos mencionan que al emplear como alimento nauplios de *T. holothuriae*, se incrementó considerablemente la sobrevivencia en los primeros estadios de estos peces. De igual forma MacEvoy *et al.* (1998) al alimentar con nauplios y copépodos adultos a larvas de lenguados, obtuvieron una mejor tasa de pigmentación y para el cultivo de larvas de dorados incrementaron la resistencia al estrés (Kraul *et al.*, 1993).

Payne *et al.* (2001) reportaron que las larvas de "dhufish" (*Glaucosoma hebraicum*) alimentadas con 50% de nauplios de copépodos y 50% de rotíferos enriquecidos, presentaron un crecimiento y sobrevivencia mayor de 37 % comparada con un 5% de la obtenida en las larvas alimentas sólo con rotíferos enriquecidos. Resultados similares reportados por estos autores fueron obtenidos con larvas de pargo rosado (*Pagrus auratus*) cuando se alimentaron con nauplios de copépodos del día 4 al día 10 y rotíferos enriquecidos del día 11 al día 21, obteniendo sobrevivencias y crecimiento mayores que

en aquellas larvas alimentadas únicamente con rotíferos enriquecidos, mientras que Naess y Lie (1998) encontraron que con el suministro de copépodos en lugar de *Artemia* por siete días durante las primeras etapas larvales de lenguado, se presentó una mejor tasa de pigmentación comparada con aquella obtenida en las larvas alimentadas solamente con *Artemia* y rotíferos.

A pesar de la relevancia de los estudios realizados con el empleo de copépodos como alimento vivo, la mayor parte de las investigaciones han sido dirigidas sobre aspectos de nutrición, reproducción o fisiológicos. Las técnicas de cultivo sólo se han desarrollado a escala de laboratorio para proveer pocas densidades de organismos en cultivos de duración limitada con la finalidad de ser empleados en pruebas e investigaciones específicas, coincidiendo con lo reportado por Ikeda (1973) y Chandler (1986) quienes mencionan sólo algunos métodos de cultivos de baja densidad para el mantenimiento de copépodos calanoides y harpacticoides.

Støttrup (2000) menciona que el cultivo extensivo de copépodos es biológica y económicamente factible y ha sido adoptado en granjas comerciales. A pesar de ello, este autor señala que el perfeccionar las pequeñas escalas a sistemas intensivos ha resultado complicado y hasta el momento, el desarrollo de sistemas de cultivo de gran escala económicamente viables para calanoides y harpacticoides no está comprobado.

La elección de las especies de copépodos para cultivo masivo, depende de las necesidades de los productores (Tawfip, 1997). Las cuestiones nutricionales son sin duda las más importantes a evaluar, no obstante, existen otros criterios de gran importancia que deben ser considerados y que están relacionados con la capacidad de ser ingeridos, tal es el caso del tamaño de la presa con relación al tamaño de la boca del pez (Støttrup, 2000). Se ha reportado que existe una gran variedad de tamaños en las especies de copépodos usados para larvicultura, lo que asegura una eficiente ingesta por los depredadores (Støttrup, 2000). Los harpacticoides *Tisbe holothuriae* miden 55 μm de nauplio y más de 180 μm en la fase adulta, *Schizopera elatensis* de 50 μm a 500 μm , *Tisbenta elongata* de 150 μm a más de 750 μm y *Tisbe monozota* de 68 μm de nauplio a 820 μm de adulto (Gómez *et al.*, 2004), mientras que las diferentes especies de rotíferos (100 a 300 μm) y *Artemia* (0.1-2. 5mm a 15 o 16 mm) por su mayor tamaño, se limitan a organismos de estadios mayores con bocas más grandes (Nanton y Castell, 1998).

Otro aspecto relevante que ha tomado importancia en los últimos años y debe ser considerado para la producción de copépodos cultivados se enfoca en la inocuidad, seguridad y buenas prácticas de manejo. La creación de normas oficiales que regulan las características de los productos destinados para acuicultura como es el caso de la norma NOM-030-PESC-2000, establece los requisitos para determinar la presencia de enfermedades virales en crustáceos acuáticos vivos, muertos, sus productos o subproductos en cualquier presentación y *Artemia* (*Artemia* spp), para su introducción al territorio nacional y movilización en el mismo, así como la norma de Bioterrorismo que

habla sobre la expedición de reglas para el manejo de animales y regulación de ciertos agentes biológicos y toxinas, por mencionar algunas deben considerarse para garantizar la aceptación del consumidor potencial (<http://www.economia.gob.mx>).

Desafortunadamente, en el caso de copépodos no existen trabajos específicos donde se compruebe si pueden o no representar un riesgo para sus depredadores sin embargo, con el propósito de minimizar estas posibilidades, se han desarrollado métodos para mantener niveles bajos de vibrios ya que como lo reporta Guérin *et al.* (2001) para *T. holothuriae*, la elevada acumulación de productos metabólicos nocivos bacterianos puede influenciar en forma negativa al cultivo, reflejándose en bajas producciones. Tratando de reducir estos niveles, se han empleado productos químicos con los que se busca conseguir un estado casi axénico (libre de bacterias) sin embargo, el uso de antibióticos puede afectar e incluso elimina la flora bacteriana intestinal, la cual es de gran importancia en la actividad digestiva de los copépodos (Souza-Santos *et al.*, 1999). Por lo anterior, se establece que la importancia de desarrollar métodos alternos para reducir niveles de posibles agentes patógenos en organismos, es de evidente trascendencia tanto para el buen desarrollo de cultivo como para ser aceptado como alimento vivo en acuicultura.

Por otra parte, existen investigaciones que reportan la importancia de las bacterias desde el punto de vista alimenticio para diferentes especies de harpacticoides (Brown y Silbert, 1977; Rieper, 1978). Provasoli *et al.* (1970) mencionan que las bacterias son necesarias

para mantener el vigor de *T. japonicus* mientras que Rieper (1978) publicó que las bacterias solas pueden sostener el desarrollo y reproducción de *T. holothuriae* y *Paramphiascella varanensis*, Caumette (1897) observó un denso desarrollo de una comunidad de *Tisbe* sp cuando se alimentó con bacterias fototróficas del género *Tricapsa*, mientras que Guérin *et al.* (2001) argumenta que a bajas densidades, la comunidad bacteriana puede ser favorable para los copépodos pero en densidades altas, puede disminuir el proceso reproductivo en *T. holothuriae* afectando la producción de huevos por hembra.

La tasa de crecimiento, parámetros fisicoquímicos óptimos, fecundidad y facilidades de manejo, son otras importantes consideraciones en la selección de las especies para el desarrollo de su cultivo. Se ha reportado que los pequeños copépodos neríticos o estuarinos (especialmente harpacticoides) son más fáciles de cultivar que las grandes especies de mar abierto (Uhligh, 1984; James *et al.*, 1986).

El harpacticóide *Tisbe holothuriae* al ser cultivado a su temperatura apropiada (18 °C) reduce el tiempo de generación que está entre los 10 a 12 días. Otras especies de mayor tamaño como *Calanus finmarchicus* ha sido empleado en sistemas de cultivo sin embargo, por ser de altas latitudes y baja temperatura óptima, presenta un bajo crecimiento comparado con el de harpacticoides (*T. holothuriae*) coincidiendo con Marcus y Alatalao (1989) quienes reportaron un tiempo de generación de 4 semanas a una temperatura de 14 °C.

Delbare *et al.* (1996) indican que el cultivo de harpacticoides puede ser iniciado con 10 a 100 hembras grávidas en 2 a 40 L de agua marina filtrada (1 μm), a densidades menores de 1 copépodo mL^{-1} cuando se mantienen a una temperatura entre 24 a 26 °C. Paffenhöfer (1970) y Person-Le Ruyet (1975) reportan que para tanques mayores (500 L de agua filtrada 100 μm), las densidades óptimas de harpacticoides son de 20 a 70 copéodos mL^{-1} con los que se obtiene una tasa de crecimiento aproximada de 15% diaria.

Uhlig (1984) encontró que el cultivo masivo de *Tisbe holothuriae* puede satisfacer de forma adecuada las necesidades de maricultura. Este autor señaló que los nauplios fueron menos resistentes y mostraron una mayor tasa de mortalidad que las etapas de copepoditos o adultos, resultados similares a los reportados por Feller (1980) para el cultivo del harpacticóide meiobentónico *Huntemannia jadensis*. Delbare *et al.* (1996) en un estudio con copéodos calanoides y harpacticoides sometidos a diferentes temperaturas y concentraciones de alimento, encontraron que los harpacticoides fueron más resistentes a los cambios de temperatura y salinidad que los calanoides sin embargo, presentaron una tasa de reproducción relativamente más lenta.

A pesar de estas importantes características, se ha establecido que es esencial el conocer el ciclo de vida y comportamiento intra e interespecífico de la especie a cultivar. Se ha demostrado que la fauna béntica tiene estrecha relación con el sustrato por lo que es de suma importancia estudiar las relaciones que existen entre ellos. Johnson (1971)

menciona que los organismos bentónicos tienden a asociarse con sustratos mediante adaptaciones morfológicas y fisiológicas, de esta manera surgió el concepto de Biocenosis de Mobius (1877), el cual Pérès y Picard (1964) lo definen de acuerdo al tipo de sustrato en que viven y se desarrolla un grupo de especies (Mendez *et al.*, 1985).

El estudio de sustratos artificiales para el cultivo de copépodos ha comenzado a surgir en los últimos años. La mayoría de los métodos de cultivo para harpacticoides en laboratorio se han limitado a pocas especies semiplanctónicas como *Tigriopus* sp (Kinne, 1977) y *Schizopera eletensis* (Kahan *et al.*, 1981). Estas especies han sido cultivadas con relativa facilidad (en matraces, sedimento libre, platos y tanques de cultivo) ya que por sus hábitos de vida no tienen una fuerte dependencia del sustrato para su desarrollo (Kahan, 1979).

Respecto a los copépodos bentónicos del género *Tisbe*, se ha comprobado que por sus hábitos presentan una fuerte dependencia al sustrato para su alimentación y reproducción, siendo este la principal limitante para lograr la masificación del cultivo, por lo que sólo pocos sustratos artificiales han sido empleados con éxito y rara vez a densidades arriba de niveles de inoculación (mantenimiento de la cepa) (Chandler, 1986).

Battaglia (1970) menciona que algunas especies de harpacticoides del género *Tisbe* son fáciles de cultivar en condiciones de laboratorio, tal es el caso de *Tisbe holothuriae* el

cual ha demostrado que puede proliferar sobre una amplia variedad de dietas naturales (microalgas, vegetales y bacterias) y artificiales (Tetramin y alimentos formulados). Nanton y Castell (1998) reportaron que *Tisbe* sp se cultivó con relativa facilidad y mantuvieron una razón de DHA/EPA (2.0 a 3.4) a pesar de que fueron alimentados con varias dietas en las cuales la composición de EFAs fue muy variable.

Nosker y Støttrup (1994, 1997) y Nanton y Castell (1998) mencionan que *Tisbe* sp y *Tisbe holothuriae* tuvieron la habilidad de alargar y desaturar el ácido graso linoléico (18:3n-3) proporcionado por *Dunaliella tertiolecta* en DHA y EPA, alga que contiene grandes cantidades del precursor 18:3n-3 pero sólo cantidades trazas (<0.05% de lípidos) de productos finales de DHA y EPA, por lo que se establece que contrario a lo que sucede en calanoides, *Tisbe* sp y *Tisbe holothuriae* contienen enzimas Δ -5, Δ -6 desaturasa y elongasa necesarias para esa conversión (Voss *et al.*, 1991), haciendo a estas especies y a otras del género *Tisbe* independientes del suministro o contenidos de HUFAs en la dieta (Nanton y Castell, 1998).

De forma general, son muchos los aspectos que hacen a los copépodos organismos potencialmente importantes para desarrollar su cultivo y posterior empleo en acuicultura. Støttrup (2000) mediante una revisión realizada presenta algunas de las ventajas del uso de estos crustáceos como alimento para larvas de peces:

1. Presentan valores nutricionales superiores al alimento vivo convencional, resultando en una pigmentación y desarrollo normal eliminando la necesidad de enriquecimiento, reduciendo con esto los costos de operación.
2. Presentan un contenido de lípidos y proteína que promueve el crecimiento de las larvas de peces.
3. Mejoran la resistencia al estrés en larvas mahimahi (*Euterpina acutifrons*).
4. Presentan una gran variedad de tamaños proporcionando una mayor posibilidad de ser ingeridos por varias larvas de peces en la primera alimentación.
5. Promueven como en el caso de *T. holothuriae*, la limpieza de tanques, mejorando las condiciones del sistema en general.
6. Como sucede con *Tisbe holothuriae*, estimulan el comportamiento de caza a través del estímulo químico y/o visual.
7. Son fuentes exógenas de enzimas digestivas como es el caso de *Eurytemora hirundoides*, los cuales mejoran la digestión en las etapas tempranas de larvas de peces cuando el intestino no es completamente funcional

8. De igual forma que con *Tisbe holothuriae*, ayudan a mantener el cultivo de algas en suspensión en sistemas de aguas verdes.

Aún con estos importantes avances, actualmente el cultivo masivo de copépodos no ha sido desarrollado para ser utilizado como alimento vivo a escala comercial, a pesar de que en los trabajos realizados sobre estos organismos se ha confirmado que el mantenimiento del cultivo es compensado por el incremento en crecimiento y sobrevivencia de peces, así como por una baja incidencia de problemas morfológicos (Stottrup, 2000).

5. METODOLOGÍA

5.1 Efecto de la Temperatura sobre la Producción de *T. monozota* Bajo

Condiciones de Cultivo Controladas

Los copépodos utilizados para este estudio fueron obtenidos del cultivo de producción continua a nivel laboratorio de *Tisbe monozota* que se desarrolla en el área de nutrición del CIAD-Mazatlán.

Se establecieron cuatro valores de temperatura (22, 27, 32 y 37 °C) para lo cual se emplearon 5 hembras grávidas. Las hembras se colocaron en frascos con un volumen de 20 mL de agua marina previamente filtrada (5 µm) las cuales fueron alimentadas en forma diaria después de realizar el recambio del 80% del agua en cada frasco.

Para el suministro de alimento, se contó diariamente la densidad celular de cada especie de microalgas (*Tetraselmis suecica*, *Chaetoceros muelleri* e *Isocrhysis galbana*, 3:1:1). Una vez conocida y de acuerdo al volumen de cultivo (20 mL), se adicionó la mezcla de microalgas colocando en cada frasco una concentración de 320 cel µL⁻¹.

Los tratamientos se analizaron por triplicado y las unidades experimentales (frascos de vidrio) se colocaron aleatoriamente dentro de hieleras de unicel (30 x 20 cm), las cuales

fueron mantenidas bajo las condiciones de cultivo antes mencionadas por un periodo de 7 días. Las temperaturas establecidas para el cultivo se mantuvieron con un baño María, por lo que dentro de cada hielera se colocó un volumen de agua aproximado de 1.5 L.

La temperatura del agua fue controlada por medio de termostatos de acuario colocados al fondo de cada hielera, termostatos que fueron regulados y programados de acuerdo a las temperaturas establecidas. En cada hielera, se colocó un reservorio (frasco de 200 mL) con agua marina previamente filtrada con el fin de asegurar de que al momento de realizar el recambio a cada frasco, el agua estuviera a la misma temperatura que la encontrada en cada hielera.

Al final del experimento, los organismos de cada replica dentro de los tratamientos fueron colocados en cajas petri y con la ayuda de un microscopio compuesto, fueron contados y diferenciados de acuerdo al estadio en que se encontraban: hembras grávidas, nauplios e indefinidos (hembras o machos adultos).

5.1.1 Análisis Estadístico

Se aplicó la prueba de normalidad de Kolmogorov-Smirnov para establecer si los datos de producción serían analizados con un método paramétrico o no paramétrico. Posterior a ello, fue empleado un análisis de varianza de una vía (ANOVA) utilizando el paquete estadístico Statistica.4.10.y SigmaStat 3.0. En caso de existir diferencias significativas

entre los datos, se aplicó una prueba de comparaciones múltiple de Tukey mediante la cual se establecieron tales diferencias.

5.2 Efecto de Diferentes Concentraciones y Tipos de Alimento Artificial sobre la Producción de *T. monozota* en un Sistema de Cultivo con Condiciones Controladas

Se probaron los siguientes alimentos disponibles en el mercado: Lansy ZM® (alimento especializado para larvas de camarón), Spirulina Xochipatli® y Cenzone® (alimento para reproductores de camarón), alimentos que fueron empleados a cinco diferentes concentraciones (0.2, 01, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg mL⁻¹) tomando como referencia la concentración reportada por Carli *et al.* (1995) (0.1 mg mL⁻¹) para el cultivo del harpacticóide *Tigriopus fulvus*.

Cinco hembras grávidas de copépodos fueron colocadas en cada frasco de vidrio a un volumen de 20 mL de agua marina previamente filtrada (5 µm) y esterilizada con luz UV. De una concentración conocida de alimento artificial (diluído en agua marina), se tomó el volumen correspondiente para ser colocado dentro de cada tratamiento.

El control consintió en la alimentación con 320 cel µL⁻¹ de una mezcla de microalgas (*T. suecica*, *C. muelleri* e *I. galbana*, 3:1:1). Para ello, se determinó la densidad celular de cada especie con la ayuda de un hematocitómetro y de acuerdo al volumen de cultivo

5.2.1 Análisis Estadístico

Se aplicó la prueba de normalidad de Kolmogorov-Smirnov para determinar si los datos de producción serían analizados en forma paramétrica o no paramétrica posterior a ello, los valores se evaluaron por un análisis de varianza de dos vías con el cual se estableció si había o no diferencias entre tratamientos. Los paquetes utilizados para estas pruebas fueron Statistica 4.10 y SigmaStat 3.0. Cuando el análisis mostró diferencias entre producciones, se aplicó una prueba de comparaciones múltiples de Tukey con la cual se definió entre que tratamientos existieron esas diferencias. En este experimento también fue empleada una prueba de correlación de Pearson (datos paramétricos) ó de Spearman (datos no paramétricos), para establecer si el número de organismos generados tuvo relación con sus anteriores etapas de desarrollo.

5.3 Determinación del Contenido Bacteriológico en *T. monozota*

Suministrando Tres Dietas Artificiales en un Cultivo bajo Condiciones

Controladas

Este estudio fue desarrollado en el laboratorio de Bacteriología de la Unidad CIAD-Mazatlán y la metodología seguida para llevarlo a cabo fue la siguiente:

(20 mL), se adicionó la mezcla en cada frasco. La concentración empleada en este estudio, se basó en los trabajos realizados con *T. monozota* por Puello *et al.* (por publicar) y Jones *et al.* (1997) con larvas de camarón.

El suministro de alimento para ambos casos (dietas artificiales y control) fue diario y se llevo a cabo después de haber realizado el recambio del 80% del agua.

Cada concentración se corrió por quintuplicado y todos los tratamientos se distribuyeron aleatoriamente dentro de un contenedor de fibra de vidrio (1.4 x 1.4 m), el cual fue mantenido bajo las condiciones de cultivo controladas antes mencionadas por un periodo de 7 días. Al final del experimento, los organismos fueron colocados en cajas petri y con ayuda de un estereoscopio fueron contados y diferenciados de acuerdo al estadio en que se encontraban: hembras grávidas, número de huevos por hembra, nauplios, copepoditos e indefinidos (hembras o machos adultos).

El conteo de huevos por hembras grávidas fue realizado con un microscopio compuesto. Se separaron al azar 10 hembras grávidas de cada tratamiento las cuales fueron colocadas dentro de un tubo eppendorf con alcohol al 70% para facilitar el proceso.

Se seleccionaron tres concentraciones de las cinco empleadas para cada una de las tres dietas analizadas (los extremos 0.2, 0.0125 y la concentración media 0.05 mg mL⁻¹), utilizando sólo tres réplicas de cada concentración debido a que el número de unidades experimentales totales (75) era muy alto para ser analizadas en su totalidad.

Las muestras analizadas comprendieron hembras grávidas, copepoditos e indefinidos, las cuales fueron colocadas en un tamiz con luz de malla de 60 µm. Los organismos se lavaron con agua de mar esterilizada utilizando una pequeña pipeta de vidrio.

Después del lavado, se depositaron en una caja petri en la que se mantuvo un volumen aproximado de 10 mL de agua de mar esterilizada. De esa muestra, se tomó un total de 40 copépodos los cuales fueron depositados dentro de un tubo eppendorf en un volumen de 1 mL agua de mar previamente esterilizada. Posteriormente los copépodos se trituraron con la ayuda de un macerador plástico hasta conseguir la homogenización de la muestra.

De la muestra homogenizada (1 mL), se tomó una submuestra de 0.5 mL con la cual se hicieron dos diluciones. Del volumen restante en el tubo de la muestra original (0.5 mL), se sembraron 0.1 mL (dilución 10⁻¹).

Para llevar acabo las otras diluciones, se utilizaron dos tubos de ensaye en los que se colocó solución salina con un volumen de 4.5 y 9 mL respectivamente. La submuestra

(0.5 mL) tomada de la muestra original se adicionó en el tubo que contenía el volumen de 4.5 mL de solución salina, alcanzándose un volumen final de 5 mL (10^{-2}).

Esa dilución (10^{-2}) se homogenizó para posteriormente tomar una submuestra de 1 mL la cual fue adicionada en el tubo que contenía un volumen de 9 mL de solución salina, alcanzando un volumen final de 10 mL (10^{-3}).

Ya establecidas las tres diluciones iniciales (10^{-1} , 10^{-2} y 10^{-3}), de cada una de ellas se tomaron un total de 100 μ L que se sembraron en agar marino para la determinación del contenido total de bacterias heterótrofas y otros 100 μ L en TCBS para conocer el número de bacterias del género *Vibrio*.

La determinación del número de unidades formadores de colonias bacterianas (UFC) presentes en las muestras sembradas se realizó a las 24 y 48 hr con la ayuda de un contador de colonias DARFIELD QUÉBEC de American Optical después de la incubación de las muestras a una temperatura de 30°C.

5.3.1 Análisis Estadístico

Se utilizó la prueba de normalidad de Kolmogorov-Smirnov para determinar si el número de UFC presentes en los copépodos cultivados en el estudio anterior serían analizados de forma paramétrica o no paramétrica posterior a ello, mediante un análisis

de varianza de dos vías se conoció si había o no diferencias entre tratamientos. Los paquetes estadísticos utilizados fueron Sigma Statística 4.10 y SigmaStat 3.0. Cuando el análisis mostró diferencias entre el contenido de bacterias, se utilizó una prueba de comparaciones múltiples de Tukey con la cual se conocieron tales diferencias.

5.4 Efecto de Dos Fuentes de Alimento y dos Tipos de Sustrato Artificial sobre la Producción de *T. monozota* en un Sistema de Cultivo bajo Condiciones Controladas

Ya determinado el tipo de alimento artificial y concentración con la que se obtuvo la mayor producción de organismos en los experimentos anteriores, se empleó en este estudio con el fin de ser comparada contra la mezcla de microalgas. Para esto, se emplearon contenedores plásticos con un volumen de 7 L de agua marina filtrada (5 μm) y esterilizada con luz UV a los cuales se les colocó uno de los dos diferentes tipos de sustrato artificiales (plástico y multifilamento) así como un total de 30 hembras grávidas de *T. monozota*.

La combinación de sustrato y alimento dentro de cada unidad experimental (contenedor plástico) se corrió por triplicado y dentro de estas, la distribución de los tratamientos se realizó en forma aleatoria. Los 12 contenedores fueron distribuidos en forma vertical soportados por 3 estructuras plásticas conteniendo cada una de ellas 3 unidades.

El suministro de alimento (artificial y mezcla de microalgas), se proporcionó diariamente en una sola ración después de haber realizado el recambio del 80% del agua. Para la dieta de microalgas, previo a la alimentación se realizó el conteo de las especies (*T. suecica*, *C. muelleri* e *I. galbana*) en la misma forma que para los experimentos anteriores suministrando al contenedor correspondiente la concentración de $320 \text{ cel } \mu\text{L}^{-1}$.

El recambio de agua se realizó por sifoneo utilizando una manguera plástica y un tamiz ($60 \mu\text{m}$) para la retención de los organismos. Los copépodos retenidos fueron colocados en bandejas plásticas y separados de la basura contenida para posteriormente ser regresados a la unidad experimental correspondiente y continuar con el desarrollo del cultivo.

Los conteos de producción para cada unidad experimental se realizaron cada 15 días por el método de sifoneo. Al final de cada cosecha, los contenedores y sustratos artificiales se lavaron para eliminar los restos de materia orgánica con el fin de mantenerlos en condiciones apropiadas para la continuación del estudio.

Los organismos cosechados se limpiaron y se separaron de las impurezas presentes en la muestra. Una vez limpia, como primer paso se tomaron en forma aleatoria las hembras grávidas que serían sembradas en las unidades experimentales (30 en c/u) para continuar con el desarrollo del estudio. Posteriormente, se realizaron conteos volumétricos concentrando a los copépodos dentro de un volumen de agua conocido (200 mL).

De ese volumen, se tomaron tres alcuotas de 1 mL y se llevó a cabo la identificación y conteo de los copépodos producidos. Estos fueron analizados de acuerdo a los estadios en los que se encontraban tomándose en cuenta hembras grávidas, nauplios e indefinidos (copepoditos, machos o hembras). El tiempo total de este experimento fue de un mes.

5.4.1 Análisis Estadístico

Se estudio la normalidad por la prueba de Kolmogorov-Smirnov para determinar si los datos serian analizados en forma paramétrica o no paramétrica posterior a ello, los valores de producción fueron evaluados con un análisis de varianza de dos vías con el cual se determinó si había o no diferencias entre tratamientos. Los paquetes utilizados para estas pruebas fueron Statística 4.10 y SigmaStat 3.0. Cuando el análisis mostró diferencias entre los valores, se utilizó una prueba de comparaciones múltiples de Tukey, prueba con la cual se determinó entre que tratamientos se encontraron las diferencias. También fue empleada una prueba de correlación de Pearson (datos paramétricos) ó de Spearman (datos no paramétricos), para establecer si el número de organismos generados tuvo relación con sus anteriores etapas de desarrollo.

5.5 Determinación del Contenido Bacteriológico en *T. monozota* Mediante el Suministro de dos Fuentes de Alimento y el Empleo de dos Tipos de Sustrato Artificial en un Cultivo bajo Condiciones Controladas

Un total de 40 organismos (hembras grávidas copepoditos e indefinidos) fueron utilizados para el desarrollo del análisis en el laboratorio de Bacteriología de la unidad CIAD-Mazatlán.

Se corrieron tres replicas de cada combinación (alimento y sustrato) y la metodología de siembra empleada, diluciones, temperatura de incubación de las muestras así como el tiempo en el que se realizaron los conteos de UFC/org., fue el mismo que el empleado para el cultivo de las fuentes de alimento artificial y diferentes concentraciones.

5.5.1 Análisis Estadístico.

Se realizó la prueba de normalidad de Kolmogorov-Smirnov para determinar si el número de UFC de bacterias presentes en *T. monozota* serían analizados paramétricamente o no paramétricamente posterior a ello, se empleó un análisis de varianza de dos vías para determinar si había o no diferencias entre tratamientos, para lo cual se manejaron los paquetes estadísticos Statistica 4.10 y SigmaStat 3.0. Cuando el

análisis mostró diferencias, se utilizó una prueba de comparaciones múltiple de Tukey prueba con la cual se determinaron tales diferencias.

5.6 Evaluación del Contenido y Comportamiento de la Carga Bacteriana en *T. monozota* por un Proceso de Depuración en un Sistema de Cultivo bajo Condiciones Controladas

Se empleó un contenedor de vidrio (acuario) dentro del cual se colocó sustrato de multifilamento y un volumen de 6 L de agua de mar filtrada (5 µm).

Se sembraron aproximadamente $15,000 \pm 200$ organismos de *T. monozota* comprendiendo para este caso todos los estadios (hembras grávidas, nauplios e indefinidos). El cultivo se realizó por un periodo de diez días bajo condiciones controladas (27° C, 35 ‰, 12:12 h luz / oscuridad).

Durante los primeros cinco días del experimento, se alimentó a los organismos con una mezcla de microalgas (*T. suecica*, *C. muelleri* e *I. galbana*, 3:1:1) a una concentración de $320 \text{ cel-}\mu\text{L}^{-1}$. La alimentación se hizo en forma diaria y durante este tiempo no se realizó ningún recambio de agua al sistema.

A partir del sexto día, se llevó a cabo el primer recambio del 80% del agua contenida en el acuario. Antes del recambio, se tomó la muestra para ser analizada y determinar la carga bacteriana presente en ésta. Una vez tomada la muestra, el recambio de agua se realizó por sifoneo empleando una manguera plástica y un tamiz de 60 μm para la retención de los organismos.

Los copépodos retenidos fueron colocados en bandejas para realizar la separación de la basura. Una vez limpios, fueron regresados al contenedor donde se alimentaron con la mezcla de microalgas y se alcanzó el volumen de agua (7 L) para continuar con el desarrollo del estudio.

Este procedimiento en el que se llevo a cabo el recambio del 80% del agua y previo a este se tomó la muestra para el análisis bacteriológico fue realizado desde el sexto hasta el décimo día (fin del experimento).

Para el análisis de UFC de las muestras analizadas, se tomó en forma aleatoria un total de 40 organismos (conteniendo hembras grávidas, nauplios e indefinidos). La metodología de siembra, diluciones, temperatura de incubación así como el tiempo para llevar a cabo la lectura del número de UFC de bacterias, fue el mismo que en el caso de los estudios anteriores.

5.6.1 Análisis Estadístico

Posterior a la prueba de normalidad de Kolmogorov-Smirnov el número de UFC de bacterias presentes en *T. monozota* se calculó con un análisis de varianza de una vía con el cual se estableció si había o no diferencias en la carga bacteriana en relación al número de recambios de agua realizados. Al igual que los análisis anteriores, para este caso se manejaron los paquetes Statistica 4.10 y SigmaStat 3.0. Cuando el análisis mostró diferencias significativas, se utilizó una prueba de comparaciones múltiples de Tukey con la cual se determinó entre que muestras hubo esas diferencias.

5.7 Desarrollo de un Sistema a Escala Experimental de *T. monozota* bajo Condiciones Ambientales no Controladas

Ya determinada la combinación de alimento y sustrato artificial (dieta de microalgas y sustrato de multifilamento) que aportó los mejores rendimientos de producción a lo largo del estudio, se inició el sistema a escala experimental de *T. monozota* el cual fue realizado en contenedores de fibra de vidrio cilíndricos con un volumen de agua utilizado de 300 L. Los copépodos empleados fueron obtenidos del cultivo de producción continua a nivel laboratorio de *Tisbe monozota* desarrollado en el área de nutrición del CIAD-Mazatlán, sembrando un total de 100 hembras grávidas dentro de cada tanque de cultivo durante todo el desarrollo de este objetivo.

La metodología durante este experimento fue modificándose de acuerdo a los resultados obtenidos y en respuesta a diversos problemas que se fueron presentando. El método que inicialmente se siguió fue el siguiente:

5.7.1 Fase 1.

Se sembraron cien hembras grávidas dentro de cada tanque, la alimentación se llevo a cabo en forma diaria, realizando el conteo y suministro de microalgas en la misma forma que en los experimentos anteriores. Para este experimento, el volumen inicial de cultivo fue de 300 L.

Diariamente se determino la densidad celular en el cultivo de copépodos y de microalgas adicionando únicamente la cantidad necesaria para mantener el sistema a una concentración $320 \text{ cel } \mu\text{L}^{-1}$. El recambio de agua se hizo dos veces por semana por el método de sifoneo en la misma manera que en los experimentos anteriores, renovándose a cada tanque el 80% del agua. Después de cada recambio, el nivel de cultivo fue alcanzado con agua de mar filtrada a 2 y 10 μm y esterilizada con luz UV.

La cosecha se realizó cada 15 días y el procedimiento empleado para esta así como para el conteo e identificación de organismos, fue el mismo que el utilizado en el estudio de comparación de dos sustratos y las dos fuentes de alimento. Debido que no se pudieron

mantener las condiciones ambientales en forma controlada, se realizó el monitoreo de algunos parámetros físico-químicos.

La temperatura, salinidad y oxígeno se analizaron en forma diaria mientras que el amonio se monitoreo cada tercer día. El equipo utilizado para el monitoreo de los parámetros fue: un Termómetro de mercurio, un Refractómetro modelo 13-946-27, un Oxímetro YSI 55/121FT, SN: 9710179AO y un Kit para amonio fase test Aquarium Systems respectivamente. Este experimento tuvo una duración de un mes por lo que al final fueron dos las cosechas realizadas.

5.7.2 Fase 2.

El nivel del agua se disminuyó a 150 L y en este caso no se utilizó agua esterilizada con luz UV, sólo fue filtrada por mallas de 2 y 10 μm . En cuanto al número de hembras grávidas sembradas, procedimiento de alimentación, frecuencia, porcentaje de recambio de agua, toma de parámetros así como el tiempo de duración del cultivo fue el mismo que en el experimento de la Fase 1.

5.7.3 Fase 3.

A partir de este cultivo (tercero) y hasta la finalización del objetivo (quinto cultivo), el volumen fue reducido a 60 L utilizando al igual que en la fase 2 sólo agua de mar

filtrada (2 y 10 μm). La alimentación se hizo de acuerdo al volumen de agua manejado, adicionando la densidad celular ya establecida. El número de hembras sembradas, frecuencia de alimentación, porcentaje de recambio de agua, toma de parámetros así como el tiempo de duración de cada cultivo fue el mismo que en los experimentos de las fases anteriores (15 días).

Al final de esta fase, se presentaron problemas con el cultivo de microalgas vivas por lo que se usó microalga congelada solo para la especie *Tetraselmis suecica* utilizando el producto comercial Instan Algae Tetraselmis, de la empresa Reed Mariculture. Se tomó 1 mL del concentrado de alga y se diluyó en 1 L de agua de mar previamente filtrada (2 y 10 μm). Esa muestra se homogenizó y contó para determinar la densidad celular y el suministro de esta especie así como de *C. muelleri* e *I. galbana* se hizo de la misma manera que en los experimentos anteriores (Fase 1 y 2).

5.8 Análisis de Rentabilidad y Factibilidad Financiera para un Sistema de Cultivo a Escala Experimental de *T. monozota*.

Se estimó el gasto de inversión requerido para el cultivo de copépodos a escala experimental, así como un análisis de los costos de operación que se generaron en este, con el fin de determinar la factibilidad de *T. monozota* como alimento sustituto de *Artemia*.

5.8.1 Número de Copépodos y *Artemia* Empleados para la Fase de Alimentación de 160×10^3 Postlarvas de Camarón.

Para hacer la evaluación financiera en un marco de referencia (escala de operación) válido, de acuerdo a los procedimientos encontrados en laboratorios comerciales de producción de postlarvas de camarón, se calculó la cantidad necesaria para soportar las primeras fases de alimentación de postlarvas de camarón mantenidas en un tanque de 20 m³. Tomando una densidad de siembra de 10 postlarvas L⁻¹, el número total de organismos en el tanque es de 200×10^3 , densidad sobre la que se asumió una tasa de mortalidad del 80%, por lo que la cantidad de organismos restantes y sobre la que se hicieron las estimaciones de alimento requerido fue de 160×10^3 postlarvas.

La decisión de utilizar la misma cantidad de copépodos como alimento que de nauplios de *Artemia* de acuerdo a lo recomendado para el producto Frippak Ultra (1990), fue por los resultados obtenidos por Puello-Cruz *et al.* (2004b) en la evaluación realizada para *T. monozota* y *Artemia* (enriquecida y sin enriquecer) donde se demostró la superioridad nutricional del copépodo sobre *Artemia* (contenido de proteína y ácidos grasos, Anexo 1).

5.8.2 Costo de *Artemia*.

Para la comparación, fue necesario determinar y costear el precio de los gramos de quistes necesarios para producir los nauplios que soportarían la alimentación del número de postlarvas mencionado. El costo de *Artemia* se estableció por medio de los gramos calculados, cantidad que fue transformada al número de latas necesarias para ello.

El costo de las latas se tomó de acuerdo a lo reportado por la empresa INVE para el producto INVE GSL AAA con un porcentaje de eclosión mayor del 90%. Cada lata costó USD \$ 69.50, precio que fue convertido a pesos mexicanos tomando una tasa de cambio tanto para esta cotización como para cualquier otro insumo cotizado en dólares en el presente estudio de \$11.50.

5.8.3 Número de Tanques para la Producción de Copépodos Empleados como Alimento.

Conforme a la densidad de postlarvas y a la cantidad de copépodos para su alimentación, se determinó el número de tanques necesarios para producirlos. Debido a que el número de tanques para copépodos (114 representando el 87.02% del costo total de infraestructura) así como el equipo e instalaciones para estos resultaban poco factibles, el análisis se calculó como si inicialmente se hubieran sembrado 1000 hembras dentro de

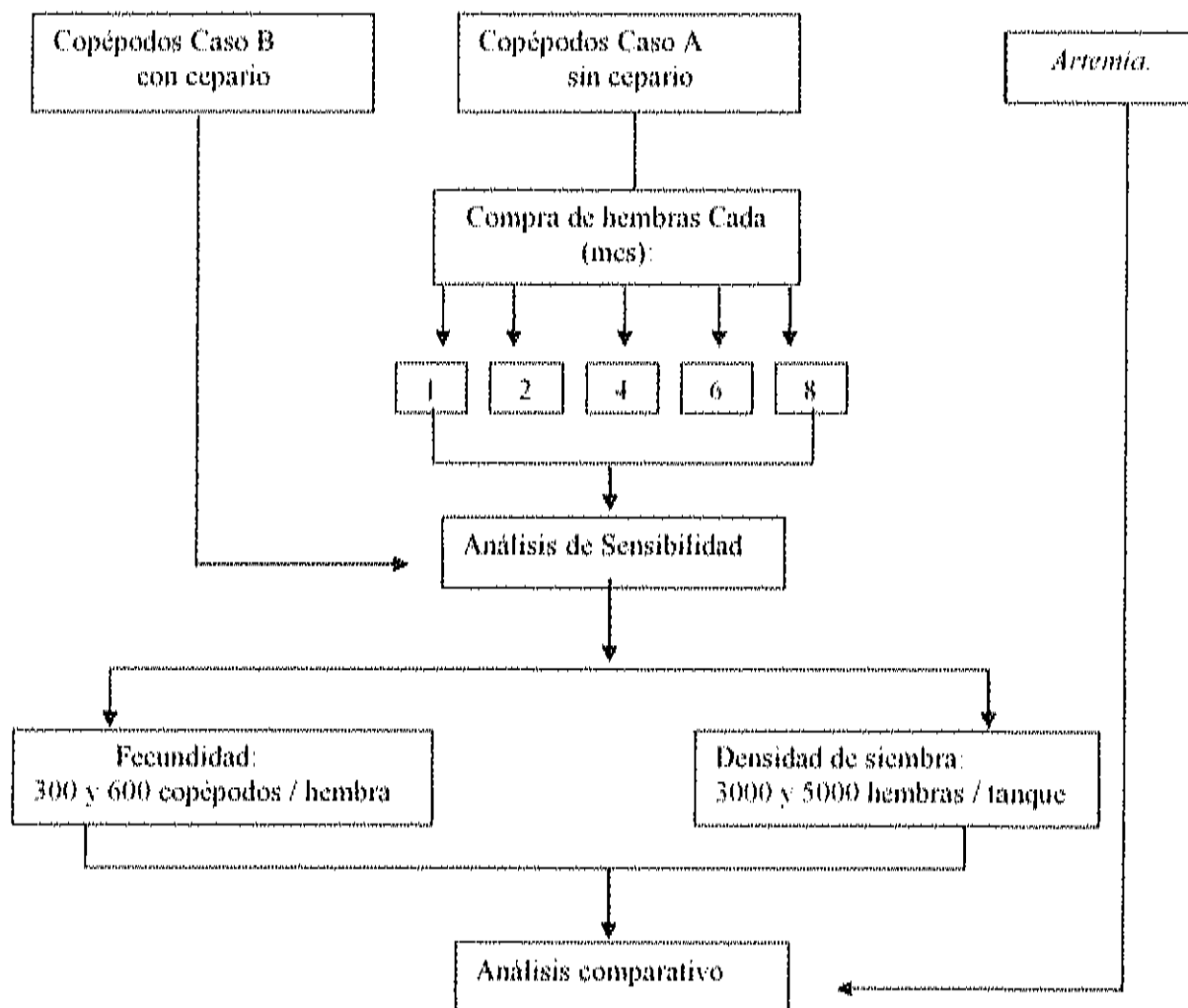
cada tanque. Si bien esta densidad de siembra es mayor a la utilizada, se considera completamente factible el desarrollar el cultivo a esta densidad inicial.

Basado en la fecundidad obtenida por hembra (42,255 copéodos) y a la nueva densidad de siembra tomada, el número de tanques para la producción de copéodos como alimento se redujo considerablemente (11) respecto a los determinados inicialmente. Esta condición y número de tanques constituyen el caso base el cual está dividido en dos escenarios (A y B) y cuatro opciones para B (Esquema 1) como se explica a continuación:

En el estudio se plantearon dos formas para alcanzar la producción de copéodos en función de la fuente o lote de organismos para iniciar la siembra. La primera consistió en el cultivo de copéodos en instalaciones diseñadas para 11 tanques en las que no se contó con un cepario (caso A). En este caso se plantea la compra de hembras grávidas cada ciclo al inicio del cultivo (c/15 días).

En el caso B, el cultivo de copéodos también se realizó en instalaciones para 11 tanques pero a diferencia del caso anterior, aquí se incluyó la construcción de un cepario. Este caso se evalúa, ya que se considera una estrategia de producción el mantener la cepa de organismos para asegurar una disponibilidad del recurso evitando la compra de hembras grávidas cada ciclo de cultivo sin embargo, aún en este caso y para compararlo con el caso A, se evalúa la sustitución parcial (compra) del lote de

reproductores cada 1, 2, 4, 6 y 8 meses. De forma general, en el esquema 1 se presenta el proceso en el que se desarrollo el análisis de factibilidad financiera.



Esquema 1.- Proceso seguido para el desarrollo del análisis de rentabilidad y factibilidad financiera.

5.8.4 Costos de Inversión por Ciclo.

Para los dos casos se realizó una estimación de los costos de inversión o infraestructura empleada. Se evaluaron los costos del número de tanques utilizados, materiales, equipo de laboratorio y medición e instalaciones.

5.8.5 Costos de Operación.

Los costos de operación analizados fueron: las hembras grávidas requeridas para la siembra, alimento, luz, agua y la mano de obra para la operación del cultivo.

5.8.6 Costos de Operación para la Producción de las Fuentes de Alimento.

Con el precio de *Artemia* y los costos de operación de los casos A y B, se comparó la inversión realizada a distintos tiempos. Para el caso B, se planteó la compra de hembras grávidas para la renovación de la cepa cada uno, dos, cuatro, seis y ocho meses.

El costo de las hembras grávidas fue tomado de acuerdo a lo manejado por la empresa Reed Mariculture para el harpacticóide *Nitokra lacustris* con un valor de 75 dólares por cada cien hembras grávidas. Este costo se comparó con el del caso A y con el de *Artemia*.

5.8.4 Costos de Inversión por Ciclo.

Para los dos casos se realizó una estimación de los costos de inversión o infraestructura empleada. Se evaluaron los costos del número de tanques utilizados, materiales, equipo de laboratorio y medición e instalaciones.

5.8.5 Costos de Operación.

Los costos de operación analizados fueron: las hembras grávidas requeridas para la siembra, alimento, luz, agua y la mano de obra para la operación del cultivo.

5.8.6 Costos de Operación para la Producción de las Fuentes de Alimento.

Con el precio de *Artemia* y los costos de operación de los casos A y B, se comparó la inversión realizada a distintos tiempos. Para el caso B, se planteó la compra de hembras grávidas para la renovación de la cepa cada uno, dos, cuatro, seis y ocho meses.

El costo de las hembras grávidas fue tomado de acuerdo a lo manejado por la empresa Reed Mariculture para el harpacticóide *Nitokra lacustris* con un valor de 75 dólares por cada cien hembras grávidas. Este costo se comparó con el del caso A y con el de *Artemia*.

5.8.7 Análisis de Sensibilidad.

Fue desarrollada sobre los factores que se consideran más importantes del cultivo como lo fue la tasa de fecundidad por hembras y la densidad de hembras grávidas sembradas por tanque. Estos factores fueron considerados los de mayor relevancia debido a que una modificación en estos se vería reflejado en forma directa sobre los costos de operación y factibilidad del sistema.

5.8.7.1 Tasa de fecundidad de 300 copépodos por hembra grávida. Se evaluó un sistema de cultivo considerando una tasa de fecundidad de 300 organismos por hembra con el fin de compararla con el caso base (fecundidad de 422.55 organismos por hembra). Para esta disminución en la fecundidad, se calculó cada una de los ajustes que implicó en los casos A y B, lo cual se vio reflejado en la infraestructura (número de tanques e instalación principalmente) como en los costos de operación (número de hembras grávidas).

5.8.7.2 Tasa de fecundidad de 600 copépodos por hembra grávida. Se analizó un sistema de cultivo con una tasa de fecundidad fuera de 600 organismos con el propósito de compararla con el caso base (fecundidad de 422.55 organismos por hembra). Al igual que en el caso anterior (punto 5.8.7.1), para este incremento en la fecundidad se calculó cada una de los ajustes implicados en los casos A y B, (número de tanques e instalación principalmente) como en los costos de operación (número de hembras grávidas).

La modificación en la tasa de fecundidad por hembra se propuso debido a que por las características de *T. monozota* (corto tiempo de generación, alta tasa de fecundidad, resistencia a cambios medioambientales y fácil manejo) cuando se mantiene bajo las condiciones de alimentación y cultivo determinadas en este trabajo, es posible de ser alcanzada.

5.8.7.3 Densidad de siembra de 3000 hembras grávidas por tanque.- Se analizó una modificación en la densidad de siembra inicial a la que se desarrollo el caso base (1000 hembras grávidas por tanque). La siembra se incrementó a 3000 hembras por tanque y para ello se calculó cada una de los ajustes que se presentaron tanto en el caso A como en el B, reflejándose principalmente en la infraestructura (número de tanques e instalación) como en los costos de operación (número de hembras).

5.8.7.4 Densidad de siembra de 5000 hembras grávidas por tanque.- Esta prueba se desarrollo con el mismo objetivo que la prueba dos, a diferencia de que en esta tercera la densidad de siembra manejada fue de 5000 hembras por tanque. Se realizó el cálculo del ajuste que este incremento implicó tanto en infraestructura como en costos de operación para el caso A y B.

Las densidades de siembra manejadas para las pruebas 2 y 3 se plantearon ya que por las características de *T. monozota* y cuando se mantiene en las condiciones de alimentación y cultivo determinadas en este trabajo, se considera que pueden ser logradas.

5.8.8 Costo de Producción de Postlarvas de Camarón Respecto a las Fuentes de Alimento Empleadas.

Finalmente, con todas las evaluaciones de los costos de operación e inversión generadas en los casos A y B para el caso base como en los análisis de sensibilidad, se llevó una evaluación para determinar el costo de copépodos y *Artemia* para producir una cantidad anual de postlarvas de camarón en tanques de 20m³.

Del número de postlarvas generadas en un ciclo de cultivo de 15 días (160x10³), se estimó la cantidad que sería producida anualmente en un laboratorio de producción. Para

este estudio, el ciclo anual de producción fue considerado de 8 meses en los cuales se tuvo dos ciclos de 15 días por mes, por lo que el número de ciclos al año fue de 16 en los cuales se producen $2,560 \times 10^4$ postlarvas. El análisis calcula el costo de producción de copépodos o *Artemia* por millar de postlarvas de camarón (\$/1000 PLs).

6. RESULTADOS

6.1 Efecto de la Temperatura sobre la Producción de *T. monozota* bajo

Condiciones de Cultivo Controladas

Se encontró que los organismos cultivados a la temperatura de 37°C, murieron durante las primeras 24 h al iniciar el experimento, por lo cual se decidió descartar esta temperatura y los resultados presentados sólo corresponden a los tres valores de temperatura restantes (22, 27 y 32 °C).

6.1.1 Producción de Hembras Grávidas.

Se obtuvieron diferencias significativas sobre la tasa de producción de hembras grávidas respecto a las temperaturas probadas (ANOVA, $P < 0.05$). El mayor número se alcanzó en los organismos cultivados a 27°C (10.78 ± 4.56), producción que fue significativamente diferente (Tukey, $P < 0.05$) de la lograda a 22°C y 32 °C (Fig. 1) en las cuales se obtuvo 0.89 ± 0.39 y 2.92 ± 0.82 respectivamente.

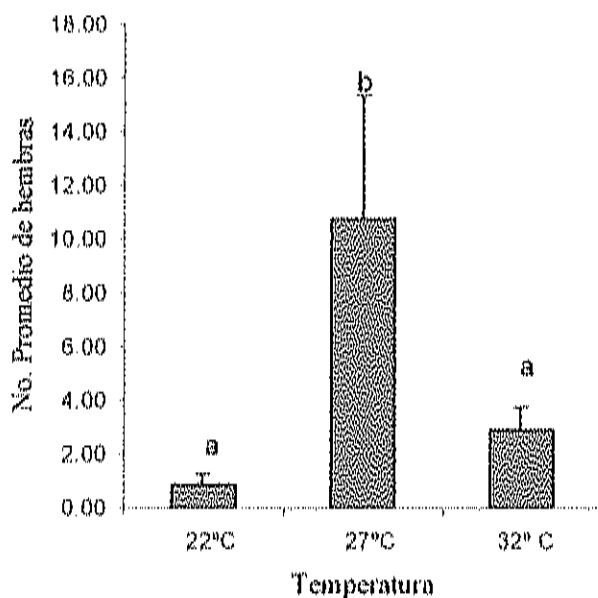


Fig. 1.- Efecto de la temperatura sobre la producción de hembras grávidas de *T. monozota* en un sistema de cultivo con condiciones controladas (35% \pm 12:12 L/O, microalgas: 320 cel μ L⁻¹). Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$).

6.1.2 Producción de Indefinidos.

Se presentaron diferencias significativas en la producción de indefinidos de acuerdo a las diferentes temperaturas analizadas (ANOVA, $P < 0.05$). La mayor cantidad de se presentó a 27 °C con un total de 61.83 ± 19.40 organismos, cantidad que fue significativamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 3$) del número alcanzado a 22 y 32 °C (Fig. 2) en las que se obtuvo un total de 33.92 ± 6.45 y 37.03 ± 8.88 indefinidos respectivamente.

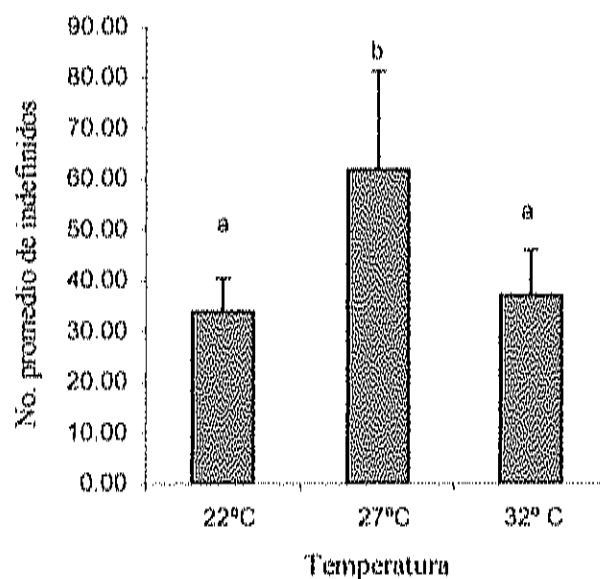


Fig. 2.- Efecto de la temperatura sobre la producción de indefinidos de *T. monozota* en un sistema de cultivo con condiciones controladas (35% CO₂, 12:12 L/O, microalgas: 320 cel μ L⁻¹). Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$).

6.1.3 Producción de Organismos Totales.

Se presentaron diferencias significativas en el número de organismos totales producidos de acuerdo a las temperaturas probadas. El número más elevado se logró a la 27 °C con 72.61 ± 21.4 organismos, producción que fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$) de la alcanzada a 22 y 32 °C (Fig. 3) en las cuales se obtuvo un promedio de 35.50 ± 6.27 y 39.94 ± 9.45 respectivamente.

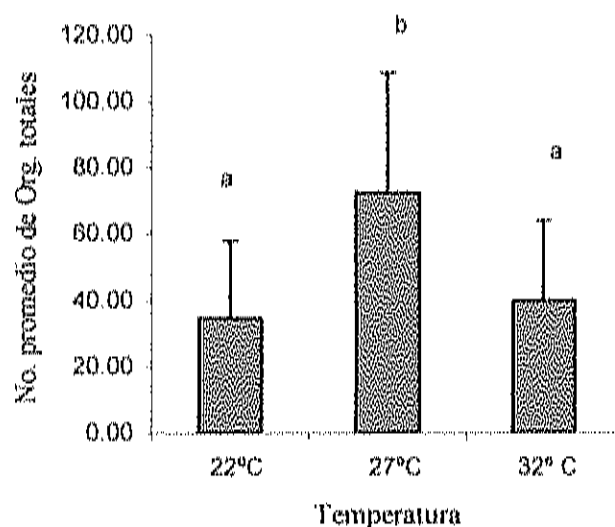


Fig. 3.- Efecto de la temperatura sobre la producción de organismos totales en un sistema de cultivo con condiciones controladas (35% \pm , 12:12 L/O, microalgas: 320 cel μL^{-1}). Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$).

6.2 Efecto de Diferentes Concentraciones y Tipos de Alimento Artificial

sobre la Producción de *T. monozota* en un Sistema de Cultivo con Condiciones Controladas

6.2.1 Producción de Hembras Grávidas.

La mayor producción fue alcanzada con la dieta control (mezcla de microalgas *T. suecica*, *I. galbana* y *C. muelleri* 320 cel μL^{-1}) con un valor promedio de 12.53 ± 10 hembras (Tabla 1), producción que fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, n

=15) de la alcanzada en cualquiera de las otras fuentes de alimento artificial y concentraciones probadas (Fig. 4).

Para las dietas artificiales, la prueba estadística señaló diferencias significativas en el tipo de alimento ($H = 52.14$, $P = 0.02$, $n = 225$), y no en las concentraciones empleadas ($H = 5.89$, $P = 0.001$, $n = 225$). La producción más alta de hembras grávidas se alcanzó con Espirulina® a una concentración de 0.1 mg mL^{-1} en la cual se obtuvo 7.40 ± 3.4 hembras grávidas (Tabla 1), producción que fue significativamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 15$) de la conseguida con las demás dietas y concentraciones utilizadas, excepto de la producción alcanzada a 0.05 mg mL^{-1} de Espirulina®, 0.2 , 0.1 , 0.05 y 0.025 mg mL^{-1} de Lansy ZM®, así como a 0.1 mg mL^{-1} de Cenzone® (Fig. 4). El número más bajo se presentó con Espirulina® a una concentración de $0.0125 \text{ mg mL}^{-1}$ obteniéndose únicamente 1.87 ± 1.20 hembras (Tabla 1).

Tabla 1.- Producción de hembras grávidas suministrando tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®) a cinco diferentes concentraciones (0.2 , 0.1 , 0.05 , 0.025 y $0.0125 \text{ mg mL}^{-1}$) y una dieta control de microalgas (*T. suecica*, *I. galbana* y *C. muelleri* a $320 \text{ cel } \mu\text{L}^{-1}$).

| Tipo de alimento | concentración (mg mL^{-1}) | | | | |
|---|---------------------------------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|
| | 0.2 | 0.1 | 0.05 | 0.025 | 0.0125 |
| Espirulina® | 3.2 ± 1.6 | 7.40 ± 3.4 | 4.07 ± 2.15 | 2.93 ± 1.33 | 1.87 ± 1.20 |
| Lansy ZM® | 4.33 ± 3.0 | 5.60 ± 3.09 | 4.80 ± 1.66 | 4.60 ± 2.72 | 2.33 ± 2.13 |
| Cenzone® | 3.27 ± 1.28 | 3.53 ± 3.21 | 3.27 ± 1.49 | 2.53 ± 1.46 | 2.73 ± 1.49 |
| control ($320 \text{ cel } \mu\text{L}^{-1}$) | 12.53 ± 10.0 | | | | |

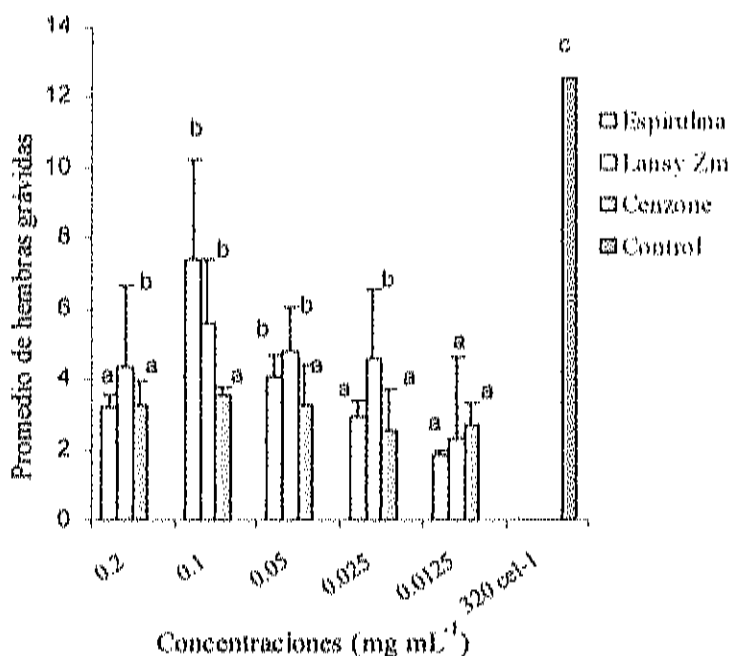


Fig. 4.- Efecto de tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®), cinco concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg mL⁻¹) y una dieta control a 320 cel μL⁻¹ sobre la producción de hembras grávidas de *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$).

6.2.2 Número de Huevos Producidos por Hembra.

La prueba estadística de Kruskal-Wallis indicó solo diferencias altamente significativas en las concentraciones empleadas ($H = 19.83$, $P = 0.01$, $n = 225$) no en el tipo de alimento utilizado ($H = 3.68$, $P = 0.061$, $n = 225$).

La producción de huevos fue muy similar entre los tratamientos probados sin embargo, el mayor número se obtuvo con la dieta Cenzone® a una concentración de 0.1 mg mL⁻¹ con un promedio de 65.67 ± 20 huevos por hembra (Tabla 2), valor que solo fue

estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 15$) del número obtenido por los organismos alimentados con la dieta Espirulina® a 0.0125 y 0.2 mg mL⁻¹, así como con la dieta Lansy ZM® a 0.0125 mg mL⁻¹ (Fig. 5). La menor producción fue alcanzada con Lansy ZM® a una concentración de 0.0125 mg mL⁻¹ obteniéndose 24.87 ± 33 huevos por hembra (Tabla 2).

En el tratamiento con microalgas (control), se encontró que la producción fue menor que la alcanzada con Cenzone® a 0.1 mg mL⁻¹ (Tabla 2), ya que con la dieta de microalgas se alcanzó un valor promedio de 52.67 ± 17 huevos por hembra, valor que estadísticamente no fue diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 15$) respecto a la dieta artificial Cenzone® (Fig. 5).

Tabla 2.- Producción de huevos por hembras de *T. monozota* suministrando tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®) a cinco diferentes concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg.mL⁻¹) y una dieta control de microalgas (*T. suecica*, *I. galbana* y *C. muelleri* : 320 cel µL⁻¹).

| Tipo de alimento | concentración (mg mL ⁻¹) | | | | |
|--------------------------------------|--------------------------------------|----------|----------|----------|----------|
| | 0.2 | 0.1 | 0.05 | 0.025 | 0.0125 |
| Espirulina® | 37.07±25 | 53.4±24 | 49.53±37 | 37.27±26 | 25.13±23 |
| Lansy ZM® | 29.40±24 | 42.47±13 | 42.07±34 | 60.73±30 | 24.87±33 |
| Cenzone® | 48.27±26 | 65.67±20 | 41.27±25 | 42.53±32 | 36.2±30 |
| control (320 cel µL ⁻¹) | 52.67±17 | | | | |

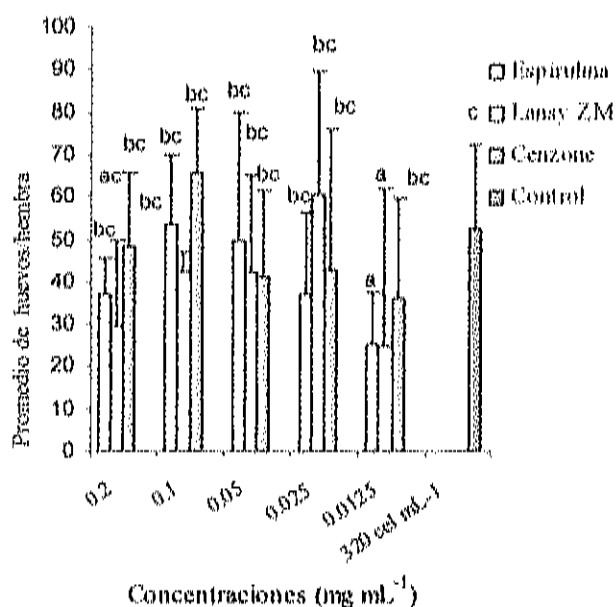


Fig. 5.- Efecto de tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®), cinco concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg.mL⁻¹) y una dieta control a 320 cel μ L⁻¹ sobre el número de huevos en hembras grávidas de *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$).

6.2.3 Producción de Indefinidos.

La mayor producción de organismos indefinidos fue alcanzada con la dieta control (promedio de 70.53 ± 19 organismos, Tabla 3) el cual fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 15$) del obtenido con cualquiera de las dietas artificiales y concentraciones empleadas (Fig. 6), excepto del alcanzado con la dieta Lansy ZM® a una concentración de 0.1 mg mL^{-1} en la cual se logró 63.87 ± 27 organismos (Tabla 3).

Para las dietas artificiales, la prueba de Kruskal-Wallis indicó diferencias significativas en el tipo de alimento ($H = 9.79$, $P = 0.03$ $n = 225$) y concentraciones empleadas ($H =$

26.12, $P = 0.001$, $n = 225$), así como una interacción entre estos dos factores ($H = 19.34$, $P = 0.003$, $n = 225$). La mayor cantidad se presentó con Lansy ZM® a una concentración de 0.1 mg mL^{-1} con un valor promedio de 63.87 ± 27 organismos (Tabla, 3), producción que fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 15$) de la alcanzada con el resto de las concentraciones y dietas empleadas, excepto de la obtenida a 0.1 y 0.05 mg mL^{-1} de Espirulina®, 0.2 y $0.0125 \text{ mg mL}^{-1}$ de Lansy ZM®, así como a 0.1 mg mL^{-1} de la dieta Cenzone ® (Fig. 6). La menor cantidad de indefinidos producidos se presentó con Espirulina® a 0.2 mg mL^{-1} obteniéndose tan solo un número de 16 ± 11 organismos (Tabla, 3).

Por medio de una prueba de correlación de Spearman, se encontró una correlación positiva en el número de indefinidos respecto al número de hembras ($r = 0.146$, $P < 0.01$, $n = 225$) y huevos presentes en estas ($r = 0.176$, $P < 0.001$, $n = 225$). El análisis indicó que a medida que el número de hembras y huevos formados aumentaba, caso que sucedió en las hembras alimentadas con Lansy ZM® 0.1 mg mL^{-1} en las que se alcanzó una de las mayores producciones de estos (Tabla 1 y 2 respectivamente), la cantidad de indefinidos tendió a ser mayor. Las hembras alimentadas con Espirulina® a 0.2 mg mL^{-1} presentaron el menor número de huevos, factor que se vio reflejado en el número de indefinidos producidos.

Tabla 3.- Producción de indefinidos de *T. monozota* suministrando tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®) a cinco diferentes concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg.mL⁻¹) y una dieta control de microalgas (*T. suecica*, *I. galbana* y *C. muelleri* a 320 cel μL⁻¹).

| Tipo de alimento | concentración (mg mL ⁻¹) | | | | |
|--------------------------------------|--------------------------------------|----------|----------|----------|----------|
| | 0.2 | 0.1 | 0.05 | 0.025 | 0.0125 |
| Espirulina® | 16±11 | 43.33±18 | 47.07±21 | 37.93±20 | 31.67±14 |
| Lansy ZM® | 48±19 | 63.87±27 | 35.13±17 | 28±15 | 42.40±14 |
| Cenzone® | 30.67±16 | 47.40±22 | 33.6±9.8 | 29.87±12 | 26.93±13 |
| control (320 cel μL ⁻¹) | 70.53±19 | | | | |

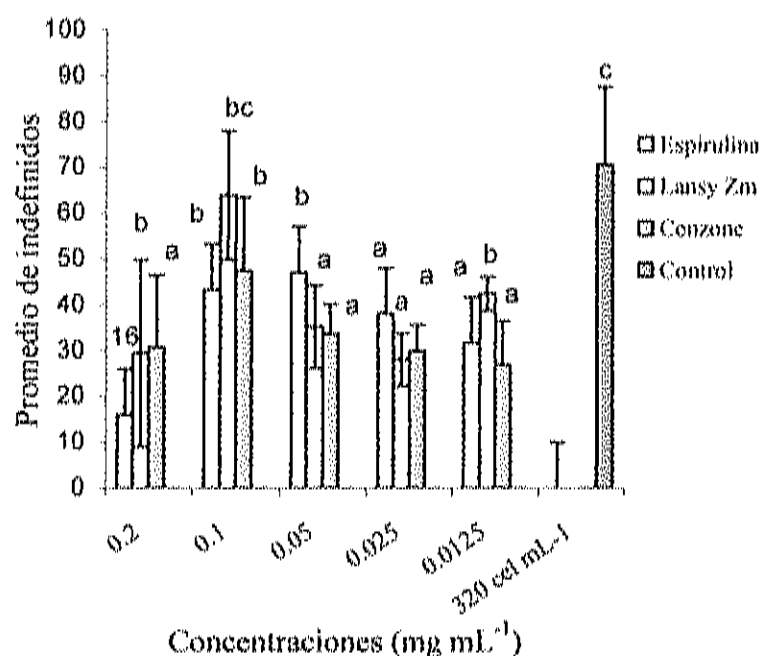


Fig. 6.- Efecto de tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®), cinco concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg mL⁻¹) y una dieta control a 320 cel μL⁻¹ sobre el número de indefinidos producidos en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$).

6.2.4 Producción de Organismos Totales.

La mayor producción de organismos totales fue alcanzada con la dieta control (83.07 ± 19 copépodos, Tabla 4), producción que fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 15$) de la obtenida con las dietas y concentraciones empleadas (Fig. 7), excepto de la producción obtenida a 0.1 mg mL^{-1} de Lansy ZM®, dieta mediante la cual se logró un promedio de 69.47 ± 26 organismos (Tabla 4).

La prueba de Kruskal-Wallis aplicada a los valores de las dietas comerciales señaló diferencias significativas tanto en el tipo de alimento ($H = 11.58$, $P = 0.001$, $n = 225$) como en las concentraciones empleadas ($H = 37.04$, $P = 0.001$, $n = 225$), así como una interacción entre estos dos factores. La producción más alta se obtuvo con Lansy ZM® a 0.1 mg mL^{-1} (69.47 ± 26.40 copépodos, Tabla 4), producción que fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 15$) de la generada con el resto de las concentraciones empleadas, excepto de la obtenida a 0.1 y 0.05 mg mL^{-1} de Espirulina®, 0.2 y $0.0125 \text{ mg mL}^{-1}$ de Lansy ZM®, así como a 0.1 mg mL^{-1} de la dieta Cenzone® (Fig. 7). Por el contrario, la menor producción se presentó al suministrar Espirulina® a una concentración de 0.2 mg mL^{-1} alcanzándose un valor promedio de 18.93 ± 11 organismos (Tabla 4).

6.2.4 Producción de Organismos Totales.

La mayor producción de organismos totales fue alcanzada con la dieta control (83.07 ± 19 copépodos, Tabla 4), producción que fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 15$) de la obtenida con las dietas y concentraciones empleadas (Fig. 7), excepto de la producción obtenida a 0.1 mg mL^{-1} de Lansy ZM®, dieta mediante la cual se logró un promedio de 69.47 ± 26 organismos (Tabla 4).

La prueba de Kruskal-Wallis aplicada a los valores de las dietas comerciales señaló diferencias significativas tanto en el tipo de alimento ($H = 11.58$, $P = 0.001$, $n = 225$) como en las concentraciones empleadas ($H = 37.04$, $P = 0.001$, $n = 225$), así como una interacción entre estos dos factores. La producción más alta se obtuvo con Lansy ZM® a 0.1 mg mL^{-1} (69.47 ± 26.40 copépodos, Tabla 4), producción que fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 15$) de la generada con el resto de las concentraciones empleadas, excepto de la obtenida a 0.1 y 0.05 mg mL^{-1} de Espirulina®, 0.2 y $0.0125 \text{ mg mL}^{-1}$ de Lansy ZM®, así como a 0.1 mg mL^{-1} de la dieta Cenzone ® (Fig. 7). Por el contrario, la menor producción se presentó al suministrar Espirulina® a una concentración de 0.2 mg mL^{-1} alcanzándose un valor promedio de 18.93 ± 11 organismos (Tabla 4).

Tabla 4.- Producción de organismos totales de *T. monozota* suministrando tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®) a cinco diferentes concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg mL⁻¹) y una dieta control de microalgas (*T. suecica*, *I. galbana* y *C. muelleri* a 320 cel μL⁻¹).

| Tipo de alimento | Concentración (mg mL ⁻¹) | | | | |
|-------------------------------------|--------------------------------------|----------|-----------|----------|----------|
| | 0.2 | 0.1 | 0.05 | 0.025 | 0.0125 |
| Espirulina | 18.93±11 | 50.73±17 | 51.13±21 | 40.87±20 | 33.67±14 |
| Lansy ZM® | 52.33±18 | 69.47±26 | 39.93±17 | 35.73±15 | 39.73±15 |
| Cenzone | 33.93±46 | 52.60±17 | 36.87±9.6 | 32.4±16 | 29.67±12 |
| control (320 cel μL ⁻¹) | 83.07±19 | | | | |

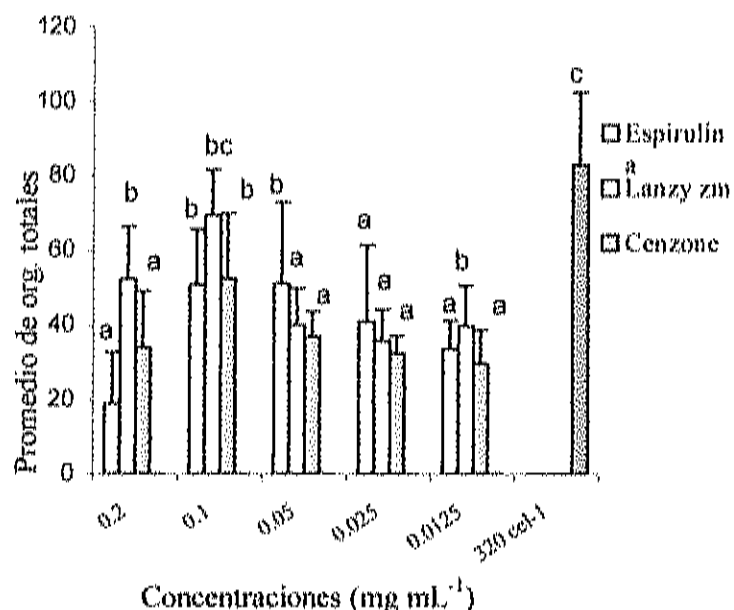


Fig. 7.- Efecto de tres dietas artificiales (Espirulina®, Lansy ZM®, y Cenzone®), cinco concentraciones (0.2, 0.1, 0.05, 0.025 y 0.0125 mg mL⁻¹) y una dieta control a 320 cel μL⁻¹ sobre el número de organismos totales de *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$).

6.3 Determinación del Contenido Bacteriológico en *T. monozota* Suministrando Tres Dietas Artificiales en un Cultivo bajo Condiciones Controladas

6.3.1 Número de Bacterias Heterótrofas totales en *T. monozota*.

Se encontró un efecto significativo en las unidades formadoras de colonias bacterianas (UFC) presentes en *T. monozota* de acuerdo a los tipos de alimento y concentraciones empleadas (ANOVA, $P = 0.01$, $n = 36$). El mayor número de UFC/org. se presentó con la dieta Cenzone® a una concentración de 0.2 mg mL^{-1} el cual fue de 11.53×10^3 (Tabla 5, Fig. 8), valor que solo fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 9$) del más bajo obtenido con Lansy ZM® a una concentración de $0.0125 \text{ mg mL}^{-1}$ (5.15×10^3 UFC/org.) (Tabla 5, Fig. 10). Para el control, se encontró que la carga bacteriana alcanzada mediante la mezcla de microalgas fue de 7.5×10^3 UFC/org (Tabla 5), la cual no fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 9$) del número alcanzado con las dietas artificiales y concentraciones probadas (Fig. 8, 9 y 10).

La prueba de Pearson mostró una correlación positiva ($r = 0.367$, $P < 0.05$, $n = 27$) entre la concentración de alimento empleada y el número bacterias heterótrofas presentes, así como una relación significativa entre estas variables indicando que las densidades bacterias estuvieron en función de los alimentos empleados.

Tabla 5.- Número de unidades formadoras de colonias bacterianas heterótrofas totales en *T. monozota* con el empleo de tres dietas artificiales a tres concentraciones y una dieta control a base de microalgas (*T. suecica*, *I. galbana* y *C. muelleri* 320 cel μL^{-1}). Conteo en agar marino.

| Dieta | unidades formadoras de colonias (UFC) | | |
|-------------|---------------------------------------|--------------------|--------------------|
| | Concentración (mg ml^{-1}) | | |
| | 0.2 | 0.05 | 0.0125 |
| Lansy ZM® | 8.667×10^3 | 7.93×10^3 | 5.15×10^3 |
| Espirulina® | 10.2×10^3 | 9.75×10^3 | 8.3×10^3 |
| Canzone® | 11.53×10^3 | 9.73×10^3 | 9.78×10^3 |
| control | 7.5×10^3 | | |

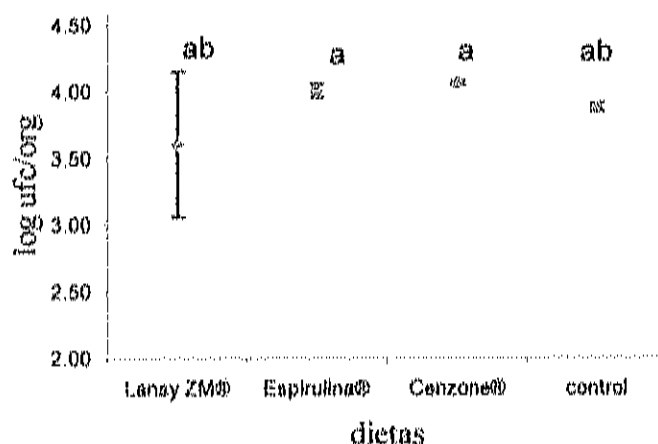


Fig. 8. Efecto de tres dietas artificiales a una concentración de 0.2 mg mL^{-1} y una dieta control a base de microalgas ($320 \text{ cel } \mu\text{L}^{-1}$) sobre el número de UFC de bacterias heterótrofas en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos.

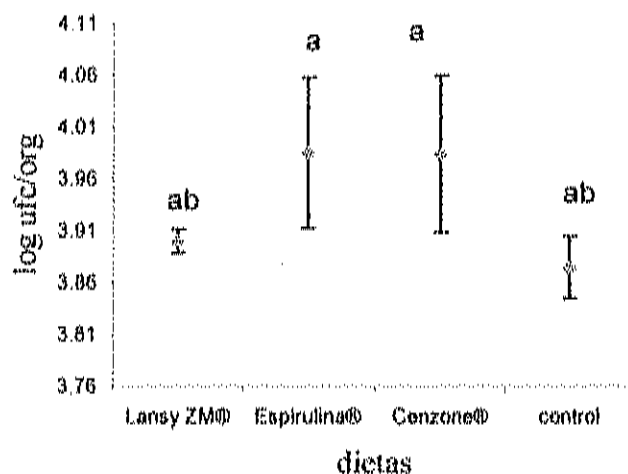


Fig.-9 Efecto de tres dietas artificiales a una concentración de 0.05 mg mL^{-1} y una dieta control a base de microalgas ($320 \text{ cel } \mu\text{L}^{-1}$) sobre el número de UFC bacterias heterótrofas en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos.

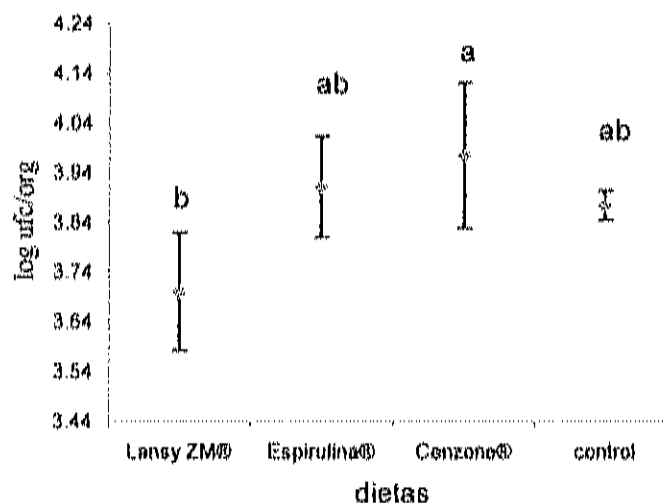


Fig.-10 Efecto de tres dietas artificiales a una concentración de $0.0125 \text{ mg mL}^{-1}$ y una dieta control a base de microalgas ($320 \text{ cel } \mu\text{L}^{-1}$) sobre el número de UFC de bacterias heterótrofas en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos.

6.3.2 Número de Bacterias del Género *Vibrio* en *T. monozota*.

La prueba estadística no paramétrica de Kruskal-Wallis mostró que no hubo diferencias significativas en cuanto al número de unidades formadoras de colonias bacterianas (UFC) respecto al tipo de alimento ($H = 1.26$, $P = 0.001$, $n = 36$) ó concentración empleada ($H = 2.04$, $P = 0.001$, $n = 36$), no obstante, se observó que el mayor número se presentó con la dieta Cenzone® a una concentración de $0.0125 \text{ mg mL}^{-1}$ (11.81×10^2 UFC/org.) (Tabla 6, Fig. 13) mientras que la menor carga bacteriana estuvo presente con la dieta Lansy ZM® a $0.0125 \text{ mg mL}^{-1}$ con un valor de 6.76×10^2 UFC/org. (Tabla 6, Fig. 13). En el control, se encontró que el número de bacterias presentes fue de 6.23×10^2 UFC/org. (Tabla 6), carga bacteriana que estadísticamente no fue diferente (ANOVA, $P < 0.05$, $n = 36$) de la obtenida en los organismos alimentados con las otras dietas artificiales y concentraciones empleadas (Fig. 11, 12 y 13).

Tabla 6.- Número de unidades formadoras de colonias bacterianas del género *Vibrio* en *T. monozota* con el empleo de tres dietas artificiales a tres concentraciones y una dieta control a base de microalgas (*T. suecica*, *I. galbana* y *C. muelleri* $320 \text{ cel. } \mu^{-1}$). Conteo en TCBS.

| Dieta | unidades formadoras de colonias (UFC) | | |
|-------------|---------------------------------------|---------------------|----------------------|
| | Concentración (mg mL^{-1}) | | |
| | 0.2 | 0.05 | 0.0125 |
| Lansy ZM® | 8.81×10^2 | 8.71 | 9.76×10^2 |
| Espirulina® | 9.73×10^2 | 9.4×10^2 | 8.45×10^2 |
| Cenzone® | 6.76×10^2 | 9.917×10^2 | 11.817×10^2 |
| control | 6.23×10^2 | | |

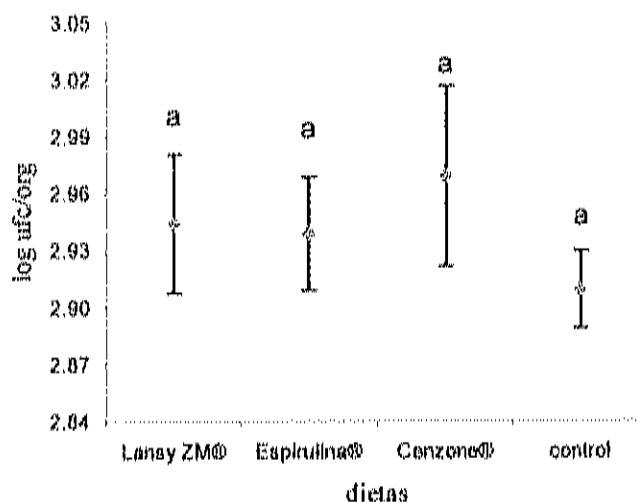


Fig. 11. Efecto de tres dietas artificiales a una concentración de 0.2 mg mL^{-1} y una dieta control a base de microalgas ($320 \text{ cel } \mu\text{L}^{-1}$) sobre el número de U F C de bacterias del género *Vibrio* en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos.

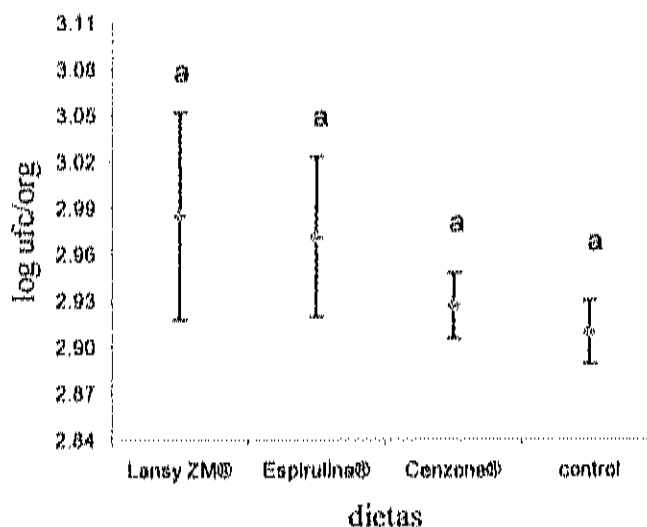


Fig.-12 Efecto de tres dietas artificiales a una concentración de 0.05 mg mL^{-1} y una dieta control a base de microalgas ($320 \text{ cel } \mu\text{L}^{-1}$) sobre el número de U F C de bacterias del género *Vibrio* en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos.

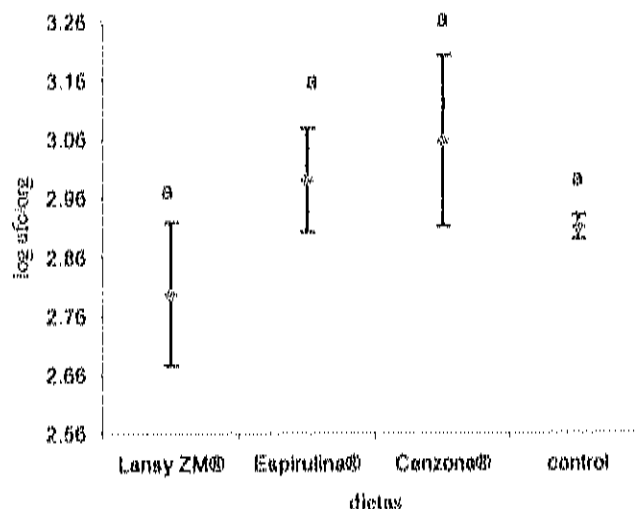


Fig.-13 Efecto de tres dietas artificiales a una concentración de 0.0125 m mL^{-1} y una dieta control a base de microalgas ($320 \text{ cel } \mu\text{L}^{-1}$) sobre el número de UFC de bacterias del género *Vibrio* en *T. monozota*. Tratamiento con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la gráfica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos.

6.4 Efecto de dos Fuentes de Alimento y dos Tipos de Sustrato Artificial

sobre la Producción de *T. monozota* en un Sistema de Cultivo bajo

Condiciones Controladas

6.4.1 Producción de Hembras Grávidas.

Por medio de una transformación logarítmica y posterior análisis de varianza de dos vías paramétrica aplicado a los datos obtenidos, se encontraron diferencias altamente significativas tanto en el tipo de alimento (ANOVA, $P < 0.01$, $n = 24$) como en el sustrato empleado (ANOVA, $P < 0.01$, $n = 24$). La mayor producción fue alcanzada con la dieta

de microalgas y el sustrato de multifilamento con una producción de 852.69 ± 69 hembras (Tabla 8), producción que fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 4$) del número alcanzado mediante el sustrato plástico en combinación con las dos fuentes de alimento (microalgas y Lansy ZM®) (Fig. 14), siendo en esta última combinación (plástico y Lansy ZM®) la produjo la menor producción (90.15 ± 18 hembras, Tabla 7).

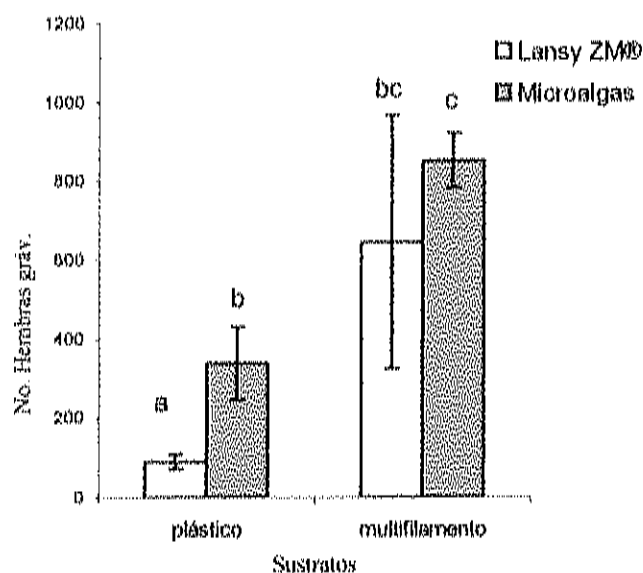


Fig.14. Efecto de dos fuentes de alimento y dos tipos de sustratos sobre el número de hembras grávidas de *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores corresponden al valor promedio y desviación estándar.

Tabla 7.- Producción de copépodos de *T. monozota* mediante el empleo de Lansy ZM® (0.1 mg mL⁻¹) y dos tipos de sustrato artificial. Los valores corresponden al valor promedio y desviación estándar.

| Sustrato | Tipo de alimento | | | |
|----------------|------------------|------------------|--------------|---------------------|
| | Lansy ZM® | | | |
| | Nauplios | Hembras grávidas | Indefinidos | Total de organismos |
| Plástico | 190.15±20 | 90.15±18 | 1371.11±621 | 1651.42±659 |
| Multifilamento | 621.42±225 | 645.71±320 | 5483.65±1488 | 6750.78±1348 |

6.4.2 Producción de Nauplios.

La prueba estadística no paramétrica de Kruskal-Wallis señaló diferencias significativas respecto al tipo de sustrato empleado ($H = 8.16$, $P = 0.002$, $n = 24$) y no en la fuente de alimento utilizada ($H = 1.83$, $P = 0.62$, $n = 16$). La mayor producción fue alcanzada mediante la combinación del sustrato de multifilamento y microalgas con un valor promedio de 809.99 ± 155 organismos (Tabla 8), producción que sólo fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 4$) del número más bajo de nauplios obtenido con el empleo de sustrato plástico y Lansy ZM® (Fig. 15) con un promedio de 190.15 ± 20 organismos (Tabla 7).

La prueba de Pearson señaló una correlación positiva para el número de nauplios respecto a la producción de hembras grávidas ($r = 0.513$, $P < 0.01$, $n = 24$). Se encontró una relación significativa entre estos estadios lo que indicó que la producción de nauplios de *T. monozota* incrementó a medida que hubo una mayor cantidad hembras grávidas, caso que sucedió con la dieta microalgas y el sustrato de multifilamento. (Tabla 8).

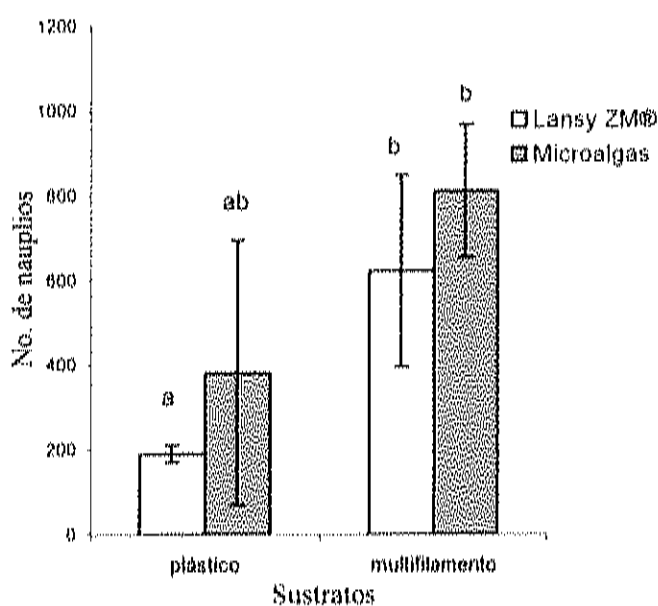


Fig. 15. Efecto de dos fuentes de alimento y dos tipos de sustratos sobre la producción de nauplios de *T. monozota* en un sistema de cultivo bajo condiciones controladas. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores corresponden al valor promedio y desviación estándar.

Tabla 8.- Producción de copépodos de *T. monozota* mediante una dieta a base de microalgas (*T. suecica*, *C. muelleri* e *I. galbana*) a una concentración de 320 cel μL^{-1} y dos tipos de sustrato artificial. Los valores corresponden al valor promedio y desviación estándar.

| Sustrato | Tipo de alimento | | | |
|----------------|--|------------------|-------------|---------------------|
| | Microalgas (320 cel μL^{-1}) | | | |
| | Nauplios | Hembras grávidas | Indefinidos | Total de organismos |
| Plástico | 381.58±312 | 338.40±93 | 1703.65±261 | 2423.64±125 |
| Multifilamento | 809.99±155 | 852.69±69 | 5495.24±939 | 7157.93±1048 |

6.4.3 Producción de Indefinidos.

El análisis estadístico mostró diferencias altamente significativas en el número de indefinidos respecto al tipo de sustrato empleado (ANOVA, $P < 0.001$, $n = 24$) más no para las fuentes de alimento suministradas (ANOVA, $P = 0.804$, $n = 24$). La producción fue mayor cuando se empleó el sustrato de multifilamento en combinación con la dieta de microalgas con cuales se produjo 5495.24±939 indefinidos (Tabla 8), valor que fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 4$) del obtenido con el sustrato plástico y Lansy ZM® (Fig. 16), combinación con la que se obtuvo la menor producción la cual fue 1371.11±621 indefinidos (Tabla 7).

Por medio de la prueba de Pearson se encontró una correlación positiva en el número de indefinidos respecto la producción de nauplios ($r = 0.501$ $P < 0.01$, $n = 24$) y hembras grávidas ($r = 0.63$, $P < 0.001$, $n = 24$). La prueba señaló que a medida que el número de hembras grávidas y nauplios fue mayor, lo cual sucedió en los organismos cultivados con microalgas y multifilamento (Tabla 8), la cantidad de indefinidos tendió a incrementarse. Por el contrario, los organismos cultivados con plástico y Lansy ZM® presentaron la menor cantidad tanto de hembras como de nauplios (Tabla 7) factor que se vio reflejado en la cantidad obtenida de indefinidos.

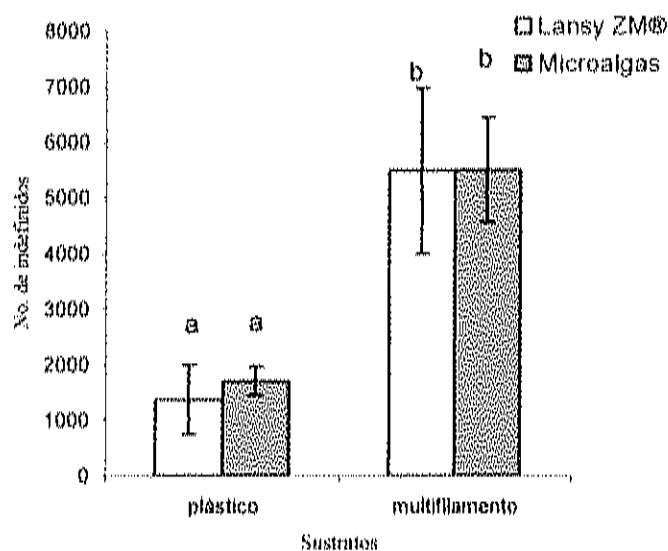


Fig. 16.- Efecto de dos fuentes de alimento y dos tipos de sustratos sobre la producción de indefinidos de *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores corresponden al valor promedio y desviación estándar.

6.4.4 Producción de Organismos Totales.

Se encontraron diferencias altamente significativas en cuanto al tipo de sustrato empleado (ANOVA, $P < 0.001$, $n = 24$) más no así para las fuentes de alimento suministradas (ANOVA, $P = 0.401$, $n = 24$). La producción fue mayor cuando se empleó el sustrato de multifilamento en combinación con la dieta de microalgas (7157.93 \pm 1048 organismos, Tabla 8) valor que fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 4$) de los copépodos generados con el sustrato plástico y la dieta Lansy ZM® (Fig. 17), en donde al igual que todos los estadios analizados, fue con esta última combinación con la que se obtuvo la menor producción alcanzándose para este caso 1651.42 \pm 659 organismos totales (Tabla, 7).

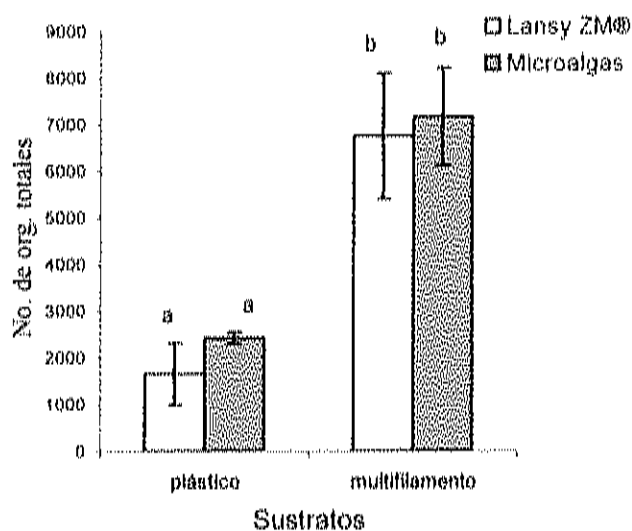


Fig. 17.- Efecto de dos fuentes de alimento y dos tipos de sustratos sobre el número de organismos totales de *T. monozota*. Tratamientos Con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores corresponden al valor promedio y desviación estándar.

6.5 Determinación del Contenido Bacteriológico en *T. monozota* Mediante el Suministro de dos Fuentes de Alimento y el Empleo de dos Tipos de Sustrato Artificial en un Cultivo bajo Condiciones Controladas

6.5.1 Bacterias Heterótrofas Totales en *T. monozota*.

No se encontraron diferencias significativas respecto a la carga bacteriana heterótrofa presente en *T. monozota* al suministrar fuentes de alimento (ANOVA, $P = 0.086$, $n = 12$) y dos tipos de sustrato artificial (ANOVA, $P = 0.375$, $n = 12$). A pesar de esto, se observó que el número más elevado estuvo presente en los organismos que fueron cultivados con la dieta Lansy ZM® a 0.1 mg mL^{-1} y el sustrato plástico, los cuales presentaron 12.51×10^4 UFC/org. (Tabla 9, Fig. 18), mientras que la carga más baja se presentó con la dieta de microalgas y el sustrato plástico con un valor 6.68×10^4 UFC/org. (Tabla 9, Fig. 18).

Tabla 9.- Número de unidades formadoras de colonias bacterianas heterótrofas en *T. monozota* cultivado con dos fuentes de alimento y dos tipos de sustrato artificial. conteos en agar marino.

| Sustrato | Alimento | Unidades formadoras de colonias (UFC) |
|----------------|------------|---------------------------------------|
| Plástico | Lansy ZM® | 12.51×10^4 |
| Plástico | Microalgas | 6.68×10^4 |
| Multifilamento | Lansy ZM® | 9.98×10^4 |
| Multifilamento | Microalgas | 7.2×10^4 |

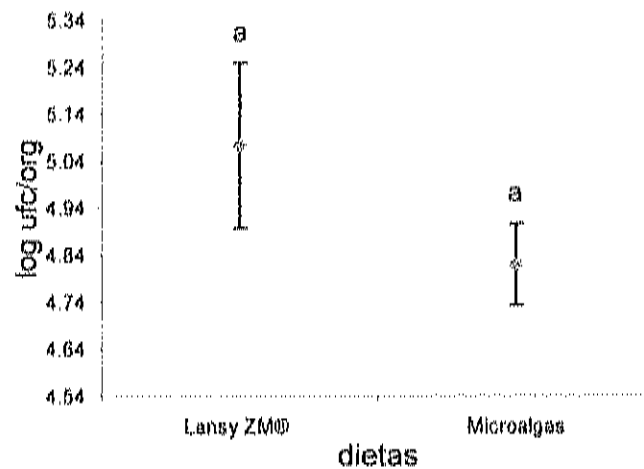


Fig. 18 Efecto del sustrato Plástico y dos fuentes de alimento sobre el número de UFC de bacterias heterótrofas en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos.

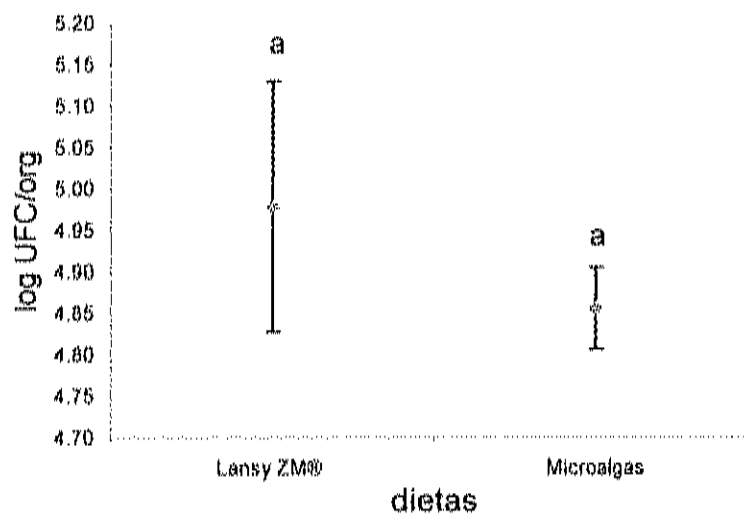


Fig.19 Efecto del sustrato de multifilamento y dos fuentes de alimento sobre el número de UFC de bacterias heterótrofas en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos.

6.5.2 Bacterias del Género *Vibrio* en *T. monozota*.

No hubo diferencias significativas con el tipo de alimento (ANOVA, $P = 0.166$, $n = 12$) o sustrato empleado (ANOVA, $P = 0.197$, $n = 12$). Sin embargo, se observó que el mayor número se presentó en los organismos cultivados con la dieta Lansy ZM® a 0.1 mg ml^{-1} y el sustrato plástico, los cuales presentaron una carga bacteriana de 5.56×10^2 UFC/org. (Tabla 10, Fig. 20), mientras que el menor número estuvo presente en los organismos cultivados con la mezcla de microalgas y el sustrato de multifilamento en los cuales se obtuvo 1.65×10^2 UFC/org. (Tabla 10, Fig. 21).

Tabla 10.- Número de unidades formadoras de colonias bacterianas del género *Vibrio* en *T. monozota* cultivado con dos fuentes de alimento y dos tipos de sustrato artificial. Conteos en TCBS.

| Sustrato | Alimento | Unidades formadoras de colonias (UFC) |
|----------------|------------|---------------------------------------|
| Plástico | Lansy ZM® | 5.56×10^2 |
| Plástico | Microalgas | 1.66×10^2 |
| Multifilamento | Lansy ZM® | 1.7×10^2 |
| Multifilamento | Microalgas | 1.65×10^2 |

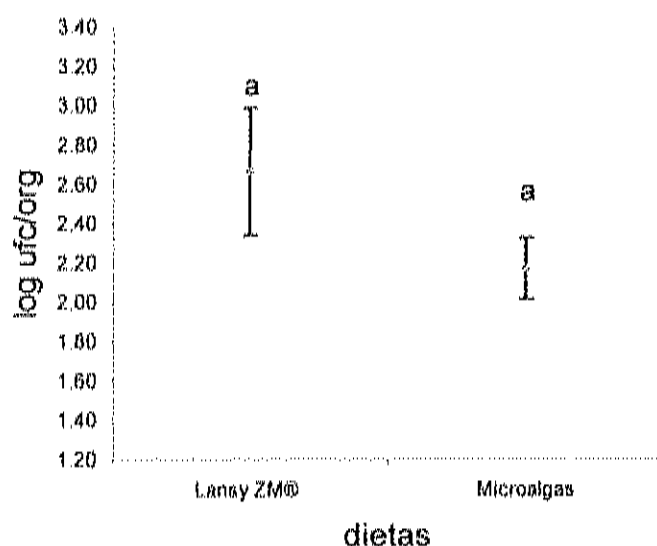


Fig. 20 Efecto del sustrato Plástico y dos fuentes de alimento sobre el número de UFC de bacterias del género *Vibrio* en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos.

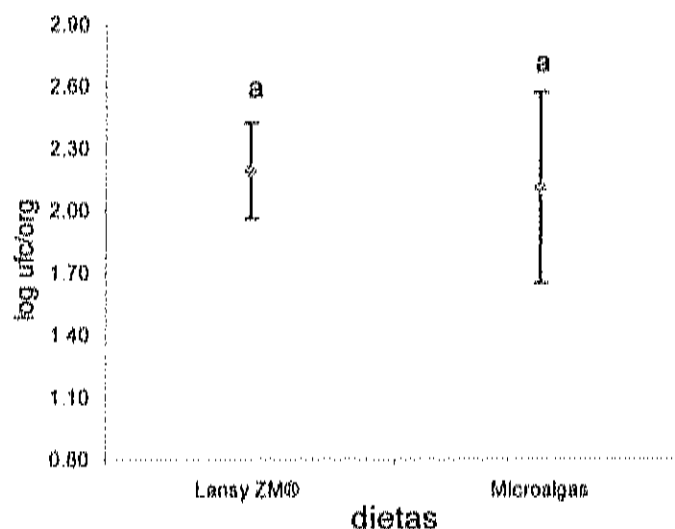


Fig.21 Efecto del sustrato multifilamento y dos fuentes de alimento sobre el número de UFC de bacterias del género *Vibrio* en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la grafica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos.

6.6 Evaluación del Contenido y Comportamiento de la Carga Bacteriana en *T. monozota* por un Proceso de Depuración en un Sistema de Cultivo bajo Condiciones Controladas

6.6.1 Bacterias Heterótrofas Totales en la depuración de *T. monozota*.

Existieron diferencias significativas entre los organismos respecto a los recambios de agua realizados ($H = 13.52$, $P = 0.009$, $n = 15$). La mayor carga bacteriana estuvo presente en los organismos que se mantuvieron en cultivo por los primeros cinco días sin recambio de agua presentando un valor promedio de 85.33×10^3 UFC/org. (Tabla 11), valor que solo fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 5$) del encontrado en la muestra sembrada al final del experimento (quinto recambio de agua realizado en el décimo día de cultivo) el cual fue de 5.5×10^3 UFC/org. (Tabla 11, Fig. 22).

Se encontró una correlación negativa (Spearman = -0.983 , $P < 0.01$, $n = 15$) en el número de bacterias respecto a la cantidad de recambios realizados (Tabla, 11). El análisis indicó una relación significativa entre estos factores, señalando que la carga bacteriana fue disminuyendo considerablemente conforme el número de recambios aumentó.

Tabla 11.- Unidades formadoras de colonias bacterianas heterótrofas totales en *T. monozota* mediante un proceso de depuración. Conteo en agar marino.

| No. de recambios de agua | Unidades formadoras de colonias (UFC) |
|--------------------------|---------------------------------------|
| 1 | 85.33×10^3 |
| 2 | 37.67×10^3 |
| 3 | 23.67×10^3 |
| 4 | 7.83×10^3 |
| 5 | 5.5×10^3 |

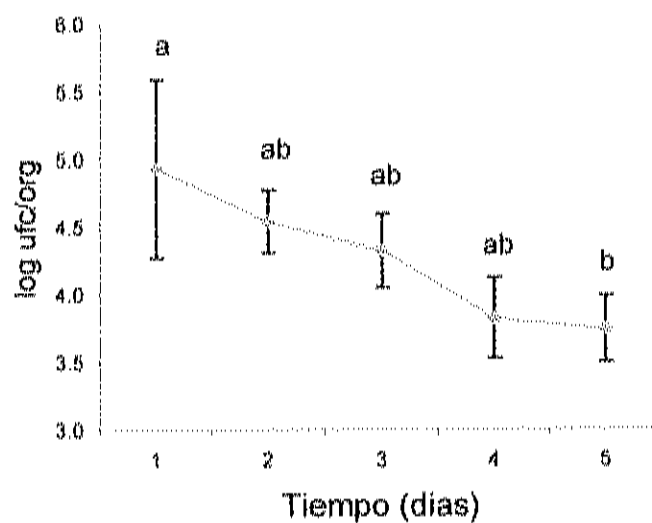


Fig. 22 Efecto del proceso de depuración sobre el número y comportamiento de la carga bacteriana heterótrofa en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la gráfica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos.

6.6.2 Bacterias del Género *Vibrio* en la depuración de *T. monozota*.

Hubo diferencias significativas en el contenido de bacterias del género *Vibrio* entre los organismos analizados en los recambios de agua ($H = 13.5$, $P = 0.009$, $n = 15$). La mayor carga bacteriana estuvo presente en los organismos mantenidos en cultivo por los primeros cinco días sin recambio de agua presentando un valor de 44×10^3 UFC/org (Tabla 12), valor que solo fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 5$) del número más bajo encontrado en la muestra sembrada al final del experimento (quinto recambio de agua realizado en el décimo día de cultivo) el cual fue de 1.33×10^3 UFC/org (Tabla 12, Fig. 23).

Se obtuvo una correlación negativa entre el número de bacterias del género *Vibrio* y los recambios realizados (Spearman = -0.982 , $P < 0.001$, $n = 15$). La relación significativa entre estos factores mostró que el aumento en la cantidad de los recambios de agua al sistema de cultivo disminuyó considerablemente la carga bacteriana en *T. monozota* (Tabla 12).

Tabla 12.- Unidades formadoras de colonias bacterianas del género *Vibrio* en *T. monozota* mediante un proceso de depuración. Conteo en TCBS.

| No. de recambios de agua | Unidades formadoras de colonias (UFC) |
|--------------------------|---------------------------------------|
| 1 | 44×10^3 |
| 2 | 5.17×10^3 |
| 3 | 3.17×10^3 |
| 4 | 2.3×10^3 |
| 5 | 1.33×10^3 |

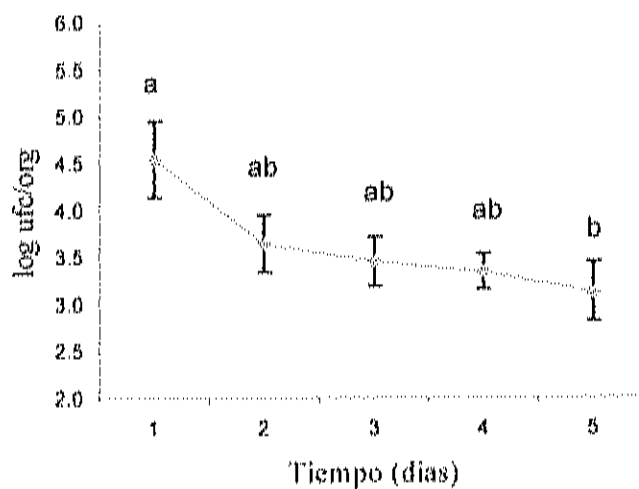


Fig. 23 Efecto del proceso de depuración sobre el número y comportamiento de la carga bacteriana del género *Vibrio* en *T. monozota*. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Los valores en la gráfica corresponden al número real (promedio \pm Desv. Std.) de UFC presentes en los organismos.

6.7 Desarrollo de un Sistema a Escala Experimental de *T. monozota* bajo Condiciones Ambientales no Controladas

6.7.1 Producción de Nauplios.

Se encontraron diferencias altamente significativas (ANOVA, $P < 0.01$, $n = 15$) entre el número de nauplios producidos para cada uno de los cultivos desarrollados. La menor cantidad se presentó en el experimento 1 desarrollado en un volumen de cultivo de 300 L y una intervalo de temperatura de 19 a 24 °C.(Fase 1), en el que se obtuvo 266.67 ± 115 organismos (Tabla 13), producción que estadísticamente fue diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 5$) de las alcanzadas con el resto de los experimento (Fig. 24). La producción de nauplios más elevada se alcanzó en el experimento número 5, realizado en un volumen de cultivo de 60 L y un intervalo de temperatura de 24 a 27 °C (Fase 3) con un valor de 1770.67 ± 77 nauplios (Tabla 13), producción estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 5$) de la obtenida en el resto de los cultivos desarrollados tanto en la fase uno como en la dos (Fig. 24).

Tabla 13.- Producción de *T. monozota* en sistema de cultivo a escala experimental mantenido bajo condiciones ambientales naturales.

| Fase | Número de experim | Intervalo de Temp. °C | Volumen de cultivo (L) | Nauplios | Hembras grávidas | Indefinidos | Org. totales |
|------|-------------------|-----------------------|------------------------|------------|------------------|-------------|--------------|
| 1 | 1 | 19-24 | 300 | 266.67±115 | 400±200 | 600±400 | 1266.67±30 |
| 2 | 2 | 21.5-25 | 150 | 888±76 | 1040±69 | 14484±15 | 16412±15 |
| 3 | 3 | 22-26 | 60 | 755.33±269 | 1044±233 | 17866±86 | 19665.33±6 |
| | 4 | 22-26 | | 1043.33±10 | 1466±334 | 19154±22 | 21664±24 |
| | 5 | 24-27 | | 1770.37±77 | 3066±266 | 37421.33±6 | 422.58±66 |

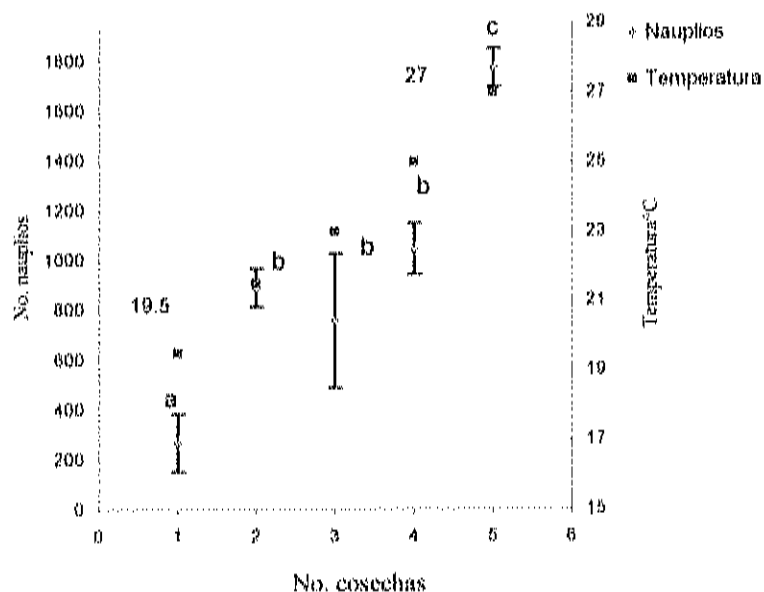


Fig. 24.- Producción de nauplios de *T. monozota* en un sistema de cultivo a escala experimental mediante el empleo de sustrato de multifilamento y una dieta a base de microalgas. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Cosechas 1 y 2 corresponden a las fases 1 y 2 respectivamente. Cosechas 3, 4 y 5 corresponden a la fase 3.

6.7.2 Producción de Hembras Grávidas.

La prueba estadística no paramétrica de Kruskal-Wallis indicó diferencias altamente significativas ($H = 9.42$, $P = 0.02$, $n = 15$) entre experimentos. La menor producción fue alcanzada en el experimento número 1 (volumen de cultivo de 300 L e intervalo de temperatura de 19 a 24 °C, Fase 1) con un total de 400 ± 200 hembras por tanque (Tabla 13), producción estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 5$) de la alcanzada con el resto de los cultivos realizados (Fig. 25). En contraste, la producción más elevada se presentó en el cultivo 5 (volumen de cultivo de 60 L e intervalo de temperatura de 24 a 27 °C, Fase 3) con un número de 3066 ± 266 hembras (Tabla 13) producción estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 5$) de la alcanzada en el resto de los experimentos (Fig. 25).

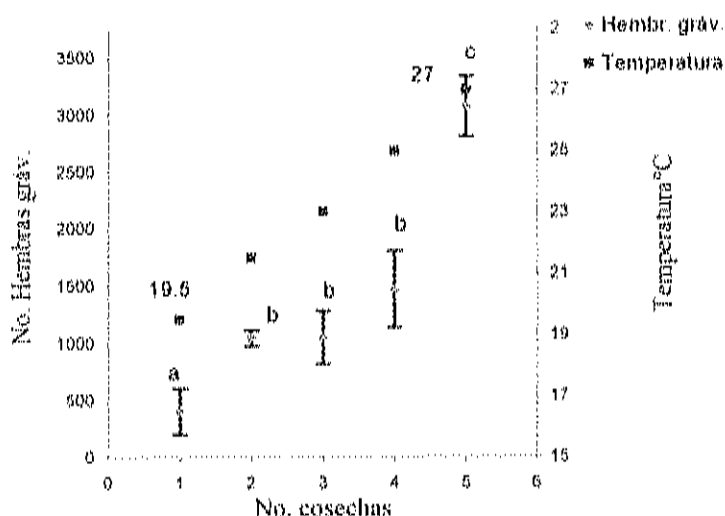


Fig. 25 Producción de Hembras grávidas de *T. monozota* en un sistema de cultivo a escala experimental mediante el empleo de sustrato de multifilamento y una dieta a base de microalgas. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Cosechas 1 y 2 corresponden a las fases 1 y 2 respectivamente. Cosechas 3, 4 y 5 corresponden a la fase 3.

6.7.3 Producción de Indefinidos.

La prueba de Kruskal-Wallis señaló diferencias altamente significativas ($H = 14.057$, $P = 0.001$, $n = 5$) entre los cultivos desarrollados. El número más bajo se produjo en el experimento 1 (volumen de cultivo de 300 L e intervalo de temperatura de 19 a 24°C, Fase 1) con un valor de 600 ± 400 por tanque (Tabla 13), producción que fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 5$) de la alcanzada con cualquiera de los otros experimentos (Fig. 26) por el contrario, la cantidad más alta de indefinidos se presentó en el experimento número 5 (volumen de cultivo de 60 L e intervalo de temperatura de 24 a 27 °C, Fase 3) con un total de $37,421.33 \pm 63$ organismos (Tabla 13), producción fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 5$) de la alcanzada con el resto de los experimentos (Fig. 26).

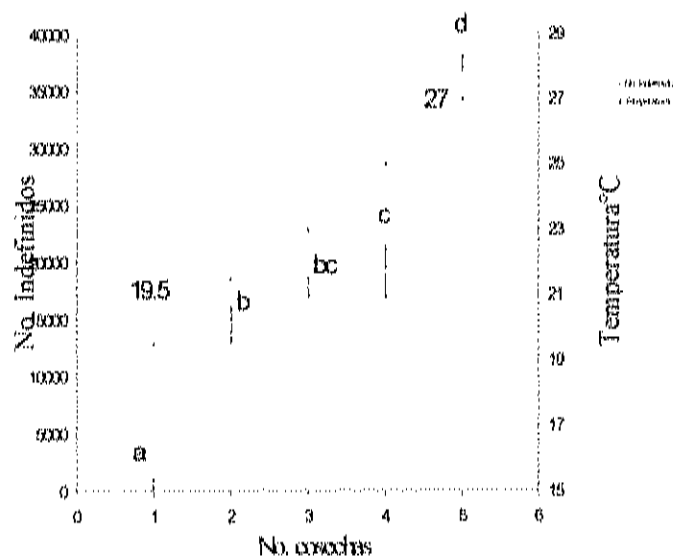


Fig. 26. Producción de Indefinidos de *T. monozota* en un sistema de cultivo a escala experimental mediante el empleo de sustrato de multifilamento y una dieta a base de microalgas. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Cosechas 1 y 2 corresponden a las fases 1 y 2 respectivamente. Cosechas 3, 4 y 5 corresponden a la fase 3.

6.7.4 Producción de Organismos totales.

La prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis mostró diferencias altamente significativas ($H = 21.321$, $P = 0.001$, $n = 15$) entre las producciones alcanzadas entre experimentos. Para este caso se presentó la misma tendencia que en los estadios anteriores, el número de organismos totales más bajo se presentó en un volumen de cultivo de 300 L y una intervalo de temperatura de 19 a 24 °C (experimento 1, Fase 1) con un valor de 1266.67 ± 30 por tanque (Tabla, 13) producción que fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 5$) de la alcanzada en el resto de los cultivo (Fig. 27). Por el contrario, la producción de organismos totales más alta fue lograda en un volumen de cultivo de 60 L y un intervalo de temperatura de 24 a 27 °C (experimento 5, Fase 3) con un valor de $42,258 \pm 66$ (Tabla, 13) producción que fue estadísticamente diferente (Tukey, $P < 0.05$, $n = 5$) de la obtenida con el resto de los experimentos (Fig. 27).

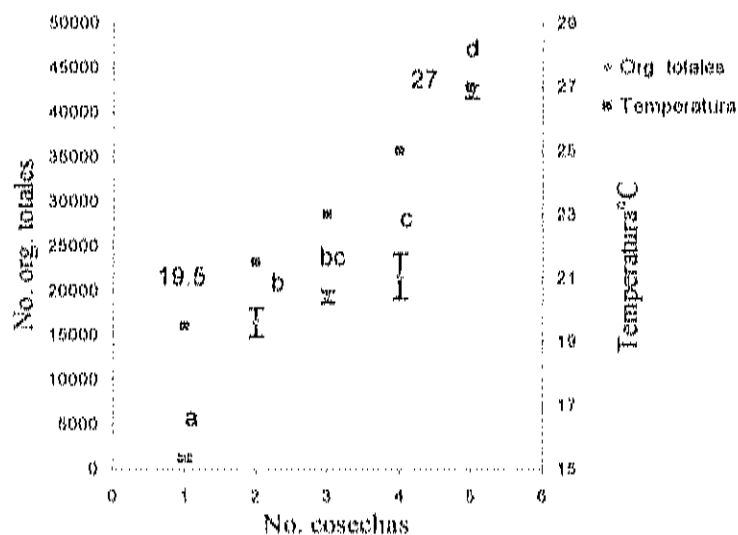


Fig. 27. Producción de organismos totales de *T. monozota* en un sistema de cultivo a escala experimental mediante el empleo de sustrato de multifilamento y una dieta a base de microalgas. Tratamientos con letras iguales no son significativamente diferentes ($P < 0.05$). Cosechas 1 y 2 corresponden a las fases 1 y 2 respectivamente. Cosechas 3, 4 y 5 corresponden a la fase 3.

6.8 Análisis de Rentabilidad y Factibilidad Financiera para un Sistema de Cultivo a Escala Experimental de *T. monozota*

6.8.1 Número de Copépodos y *Artemia* Empleados para la Fase de Alimentación de Postlarvas de Camarón (160×10^3).

De acuerdo a la densidad de siembra tomada para un tanque de 20m^3 (160×10^3 postlarvas) y a los cálculos realizados con base a lo reportado para el producto Frippak Ultra (1990), el total de quistes de *Artemia* requeridos como alimento para las postlarvas de camarón fue de 15,111.1 g (considerando el 90% de eclosión, Tabla 14), cantidad que

produciría una total de 2040×10^6 nauplios, mientras que para el caso de los copépodos, la cantidad total necesaria para la alimentación de postlarvas fue de 4,827,831.03 (Tabla 14).

Tabla 14.- Número de copépodos y nauplios de *Artemia* para la alimentación de 160×10^3 postlarvas de camarón sembradas en un tanque de 20 m^3 para un ciclo de cultivo de 15 días.

| Etapa larval | nauplios <i>Artemia</i> sp/ml/día | | Quistes | Copépodos |
|----------------|--|---|--|---|
| | nauplios (No/ml.día ⁻¹) | nauplios en $20 \text{ m}^3/\text{día}^{-1}$ | cantidad de quistes de <i>Artemia</i> sp necesaria (gr) | No. copépodos para igual producción de nauplios de <i>Artemia</i> . |
| Zoea 1 | | | | |
| Zoea 2 | | | | |
| Zoea 3 | | | | |
| Mysis 1 | 1 | 20×10^6 | 148.15 | 47,331.68 |
| Mysis 2 | 1.5 | 30×10^6 | 222.22 | 70,997.52 |
| Mysis 3 | 2 | 40×10^6 | 296.30 | 94,663.35 |
| potslarva 1 | 3 | 60×10^6 | 444.44 | 141,995.03 |
| potslarva 2 | 6 | 120×10^6 | 888.89 | 283,990.06 |
| potslarva 3 | 7 | 140×10^6 | 1,037.04 | 331,321.74 |
| potslarva 4 | 7.5 | 150×10^6 | 1,111.11 | 354,987.58 |
| potslarva 5 | 8 | 160×10^6 | 1,185.19 | 378,653.41 |
| potslarva 6 | 9 | 180×10^6 | 1,333.33 | 425,985.09 |
| potslarva 7 | 10 | 200×10^6 | 1,481.48 | 473,316.77 |
| potslarva 8 | 11 | 220×10^6 | 1,629.63 | 520,648.44 |
| potslarva 9 | 11 | 220×10^6 | 1,629.63 | 520,648.44 |
| potslarva 10 | 12 | 240×10^6 | 1,777.78 | 567,980.12 |
| potslarva > 10 | 13 | 260×10^6 | 1,925.93 | 615,311.80 |
| total | | 2040×10^6 | 15,111.11 | 4827831 |

6.8.2 Costos de *Artemia*.

La cantidad total de quistes requerida para la alimentación de las postlarvas de camarón fue de 15,111.11 g (Tabla 14). Considerando que la lata de *Artemia* INVE GSL AAA contiene un total de 425 g, el número de latas necesarias para la producción de 2040×10^6 nauplios fue de 36.5 por ciclo (15 días).

Puesto que el precio de cada lata es de \$799.25, el costo total de las 36.5 latas fue de \$28,417.78, precio que fue comparado contra los gastos generados en el cultivo de copépodos con y sin cepario.

6.8.3 Número de Tanques para la Producción de Copépodos Empleados como Alimento.

El número de tanques para producir una cantidad de 4, 827,831 copépodos tomando una tasa de fecundidad de 422.55 por hembra es de 114. Puesto que el análisis se calculó con una densidad de siembra inicial de 1000 hembras por tanque, el número final de tanques requerido para obtener la producción de copépodos fue de 11 tanques, número con el cual se desarrollo el análisis principal o caso base.

6.8.4 Costos de Inversión por Ciclo.

El número de tanques, materiales y equipos empleados, así como la cantidad y costo de cada uno de ellos son mostrados en el apartado de anexos (ANEXOS 2, 3 y 4).

6.8.5 Costos de Operación.

El desglose de costos de operación por ciclo de producción (15 días) se muestra en las tablas 15 y 16.

El costo de operación más elevado lo representaron las hembras grávidas con un valor de \$ 94, 875 para ambos casos (A y B), representando el 88.01% para el caso A (Tabla 15) y el 88.79% para el caso B (Tabla 16). El costo de operación más bajo fueron los consumibles. El costo para este insumo fue de \$8.00 representado el 0.01% del costo total de operación (Tablas 15 y 16).

Tabla 15.- Costos de operación de un cultivo de copépodos sin cepario (caso A), con una tasa de fecundidad de 422.55 copépodos por hembra alcanzada en un periodo menor a un mes.

| Insumos | Costos de operación (\$) | Porcentaje |
|--------------|--------------------------|------------|
| Consumibles | 8 | 0.01 |
| Hembras | 94,875 | 89.01 |
| Alimento | 75.90 | 0.07 |
| Luz y Agua | 100 | 0.09 |
| Mano de Obra | 1,460.37 | 1.37 |
| SUBTOTAL | 96,519.27 | |
| Imprevistos | 9,651.93 | 9.06 |
| Depreciación | 417.53 | 0.39 |
| Total | 106,588.73 | 100.00 |

Tabla 16.- Costos de operación de un cultivo de copépodos con cepario (caso B) cuando se realiza la compra de hembras grávidas para inicio de cultivo, con una tasa de fecundidad de 422.55 copépodos por hembra alcanzada en un periodo menor a un mes.

| Insumos | Costos de operación (\$) | Porcentaje |
|--------------|--------------------------|------------|
| Consumibles | 8 | 0.01 |
| Hembras | 94,875 | 88.79 |
| Alimento | 75.90 | 0.07 |
| Luz y Agua | 100 | 0.09 |
| Mano de Obra | 1,628.81 | 1.52 |
| SUBTOTAL | 96,687.71 | |
| Imprevistos | 9,668.77 | 9.05 |
| Depreciación | 498.76 | 0.47 |
| Total | 106,855.24 | 100.00 |

6.8.6 Costos de Operación para la Producción de las Fuentes de Alimento.

El costo de operación anual más alto respecto a los tiempos evaluados para la compra de hembras grávidas se presentó en el caso A (\$1, 790,356.6). Los costos anuales más bajos de operación se presentaron en el caso B con un gasto anual de \$ 229,331.6 (Tabla 17).

El costo de operación total en el caso B fue más bajo que el generado en el caso A y que el costo para *Artemia* (\$454,684.44). Cuando fue comparada con esta última dieta, el costo de operación del caso B fue menor a partir del caso en que se realiza la compra de hembras grávidas cada cuatro meses, mientras que comparado con el caso A, la inversión del cultivo con ceparío fue menor a partir de la compra de hembras cada mes (Tabla 17, Fig. 28).

Tabla 17.- Costos de operación acumulados hasta el tiempo de renovación del lote de hembras para el cultivo de *T. monozota* con y sin cepario (tasa de fecundidad de 422.5 copépodos por hembra). Se evalúa la compra de hembras grávidas a distinto tiempo para compararse con el costo de compra de *Artemia* para soportar las primeras fases de alimentación de camarón (*Mysis* 1- PL 10) a una densidad de 160×10^3 postlarvas en un ciclo de cultivo de 15 días.

| Costos | Copépodos | | <i>Artemia</i> . |
|---|----------------------|----------------------|------------------|
| | sin cepario (caso A) | con cepario (caso B) | |
| costos total de operación. | 111,897.29 | 112,173.07 | 28,417.78 |
| renovación de hembras grávidas cada mes | 223,794.58 | 119,983.64 | 56,835.56 |
| renovación de hembras grávidas cada 2 meses | 447,589.16 | 135,604.77 | 113,671.11 |
| renovación de hembras grávidas cada 4 meses | 895,178.32 | 166,847.05 | 227,342.22 |
| renovación de hembras grávidas cada 8 meses | 1,790,356.64 | 229,331.60 | 454,684.44 |

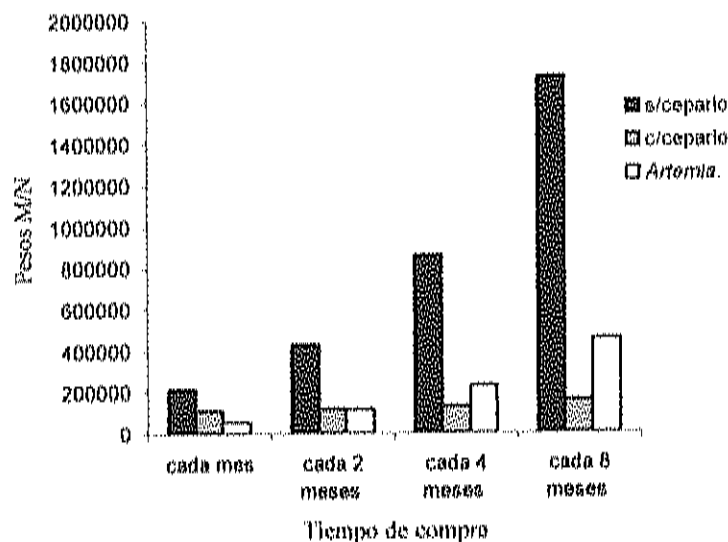


Fig. 28 Costos total operación de copépodos con y sin cepario con una tasa de fecundidad de 422.5 copépodos por hembra comprando hembras grávidas a distinto tiempo, comparada con la compra de *Artemia* para la alimentación de postlarvas de camarón (160×10^3) en un ciclo de 15 días.

6.8.7 Análisis de sensibilidad.

6.8.7.1 Tasa de fecundidad de 300 copépodos por hembra grávida.- De acuerdo a los cálculos realizados, se encontró que para obtener los copepodos requeridos (4, 827,831.03 Tabla 14) para la alimentación de las postlarvas de camarón, el número de tanques para cultivo fue de 16, mientras que el número de hembras grávidas para siembra fue de 16, 000.

El costo de operación total anual más elevado respecto a los tiempos evaluados para la compra de hembras fue para el caso A con una inversión de \$2, 602, 748.1 (Tabla 18). Los costos de operación total anual más bajos se presentaron en el caso B con una inversión de \$330, 370.5 (Tabla 18).

Este costo de operación para el caso B fue más bajo ya que con la construcción del cepario se obtienen de este las hembras requeridas para la siembra, evitando la compra cada ciclo de cultivo (c/15 días). En la evaluación del ciclo anual, la compra de hembras grávidas se realizó cada ocho meses (1 vez), a diferencia del caso A y para *Artemia* donde se realizó cada ciclo de cultivo (16 veces).

El gasto generado anualmente en el caso B fue más baja que el costo de *Artemia* (\$454,684.44) a partir del caso en que se realiza la compra de hembras grávidas cada ocho meses, mientras que comparado con el del caso A, la inversión en el cultivo de

copéodos con cepario fue más baja cuando se realizó la compra de hembras cada mes (Tabla 18, Fig. 29).

Tabla 18.- Costos de operación acumulados hasta el tiempo de renovación del lote de hembras para el cultivo de *T. monozota* con y sin cepario (tasa de fecundidad de 300 copéodos por hembra). Se evalúa la compra de hembras grávidas a distinto tiempo para compararse con el costo de compra de *Artemia* para soportar las primeras fases de alimentación de camarón (Mysis I- PL 10) a una densidad de 160×10^3 postlarvas en un ciclo de cultivo de 15 días.

| Costos | Copéodos | | <i>Artemia</i> |
|---|-------------------------|-------------------------|----------------|
| | sin cepario (caso A) | con cepario (caso B) | |
| costos de operación total | 162,671.8 | 162,960.7 | 28,417.8 |
| renovación de hembras grávidas cada mes | 325,343.5 | 174,121.3 | 56,835.6 |
| renovación de hembras grávidas cada 2 meses | 650,687.0 | 196,442.6 | 113,671.1 |
| renovación de hembras grávidas cada 4 meses | 1,301,374.1 | 241,085.2 | 227,342.2 |
| renovación de hembras grávidas cada 8 meses | 2,602,748.1 | 330,370.5 | 454,684.4 |

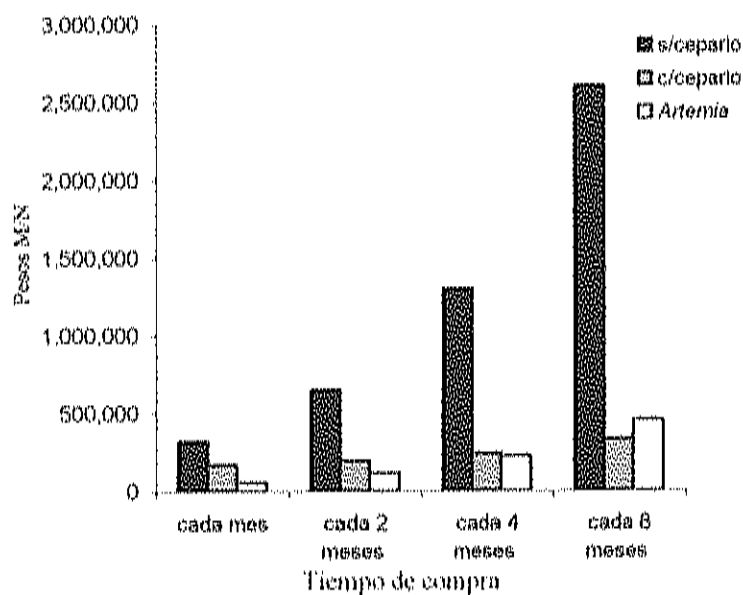


Fig. 29. Costo total de operación de copépodos con y sin cepario con una tasa de fecundidad de 300 copépodos por hembra comprando hembras grávidas a distinto tiempo, comparada con la compra de *Artemia* para la alimentación de postlarvas de camarón (160×10^3) en un ciclo de 15 días.

6.8.7.2 Tasa de fecundidad de 600 copépodos por hembra grávida.- Para producir la cantidad de copépodos (4, 827,831.03 Tabla 14) necesaria para los primeros estadios de alimentación de las postlarvas de camarón, el número de tanques para el cultivo se reduce a 8, mientras que el de hembras grávidas para la siembra es de 8000.

El costo de operación total anual más elevado respecto a los tiempos evaluados para la compra de hembras fue para el caso A con una inversión de \$1, 306, 245. 7 (Tabla 19). Los costos de operación total anual más bajos se presentaron en el caso B con una inversión de \$172, 173.5 (Tabla 19).

El gasto generado anualmente en el caso B fue más baja que el costo de *Artemia* (\$454,684.44) a partir del caso en que se realiza la compra de hembras grávidas cada dos meses, mientras que comparado con el del caso A, la inversión en el cultivo de copépodos con cepario fue más baja cuando se realizó la compra de hembras cada mes (Tabla 19, Fig. 30).

Tabla 19.- Costos de operación acumulados hasta el tiempo de renovación del lote de hembras para el cultivo de *T. monozota* con y sin cepario (tasa de fecundidad de 600 copépodos por hembra). Se evalúa la compra de hembras grávidas a distinto tiempo para compararse con el costo de compra de *Artemia* para soportar las primeras fases de alimentación de camarón (Mysis 1- PL 10) a una densidad de 160×10^3 postlarvas en un ciclo de cultivo de 15 días.

| Costos | Copépodos | | <i>Artemia</i> |
|---|-------------------------|-------------------------|----------------|
| | sin cepario (caso A) | con cepario (caso B) | |
| costos de operación total | 81,640.4 | 81,917.1 | 28,417.8 |
| renovación de hembras grávidas cada mes | 163,280.7 | 87,934.2 | 56,835.6 |
| renovación de hembras grávidas cada 2 meses | 326,561.4 | 99,968.4 | 113,671.1 |
| renovación de hembras grávidas cada 4 meses | 653,122.8 | 124,036.7 | 227,342.2 |
| renovación de hembras grávidas cada 8 meses | 1,306,245.7 | 172,173.5 | 454,684.4 |

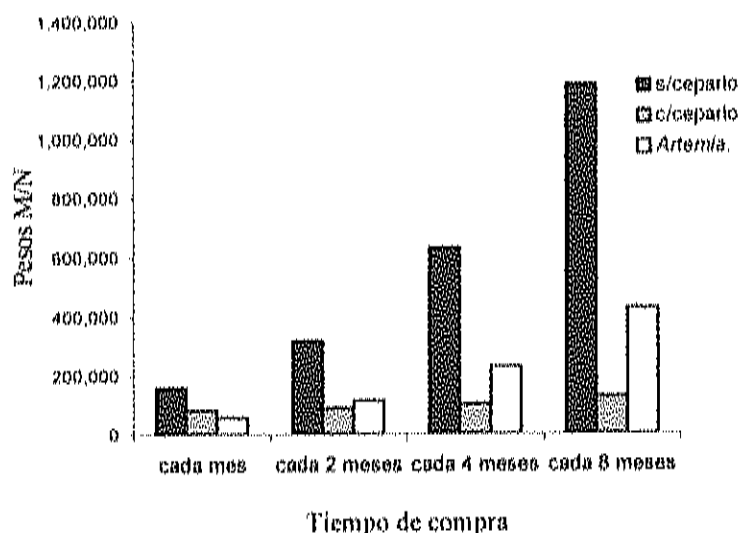


Fig. 30 Costo total de operación de copéodos con y sin cepario con una tasa de fecundidad de 600 copéodos por hembra comprando hembras grávidas a distinto tiempo, comparada con la compra de *Artemia* para la alimentación de postlarvas de camarón (160×10^3) en un ciclo de 15 días.

6.8.7.3 Densidad de siembra de 3000 hembras grávidas por tanque.- Los cálculos realizados para esta densidad de siembra revelaron que para alcanzar la cantidad de copéodos (4,827,831.03, Tabla 14) necesaria para las primeras fases de alimentación de camarón, el número de tanques requerido fue de 3.

De acuerdo al análisis, el costo de operación total anual más elevado respecto a los tiempos manejados para la compra de hembras, se presentó en el caso A con un total de \$1,464,009.53 (Tabla, 20). Los costos de operación total anual más bajos se presentaron con el caso B (\$187,633.6, Tabla 20).

La inversión realizada en el caso B fue menor que la generada en el caso A y la de *Artemia* (\$454,648.44). Comparado con el costo de *Artemia*, la inversión del cultivo con cepario fue menor a partir del caso en que se compran las hembras grávidas cada dos meses.

En cuanto a la comparación con el caso A, el gasto para el caso B fue casi igual a partir del primer ciclo de cultivo (15 días), sin embargo cuando se realizó la compra de hembras cada mes, el costo de operación hecho en el caso A fue casi el doble que en costo realizado para el caso con cepario (Tabla 20, Fig. 31).

Tabla 20.- Costos de operación acumulados hasta el tiempo de renovación del lote de hembras para el cultivo de *T. monozota* con y sin cepario (densidad de siembra de 3000 hembra por tanque). Se evalúa la compra de hembras grávidas a distinto tiempo para compararse con el costo de compra de *Artemia* para soportar las primeras fases de alimentación de camarón (Mysis 1- PL 10) a una densidad de 160×10^3 postlarvas en un ciclo de cultivo de 15 días.

| Costos | Copépodos | | <i>Artemia</i> |
|---|-------------------------|-------------------------|----------------|
| | sin cepario (caso A) | con cepario (caso B) | |
| costos de operación total. | 91,500.58 | 91,777.88 | 28,417.78 |
| renovación de hembras grávidas cada mes | 183,001.16 | 98,168.27 | 56,835.56 |
| renovación de hembras grávidas cada 2 meses | 366,002.33 | 110,949.03 | 113,671.11 |
| renovación de hembras grávidas cada 4 meses | 732,004.65 | 136,510.56 | 227,342.22 |
| renovación de hembras grávidas cada 8 meses | 1,464,009.30 | 187,633.62 | 454,684.44 |

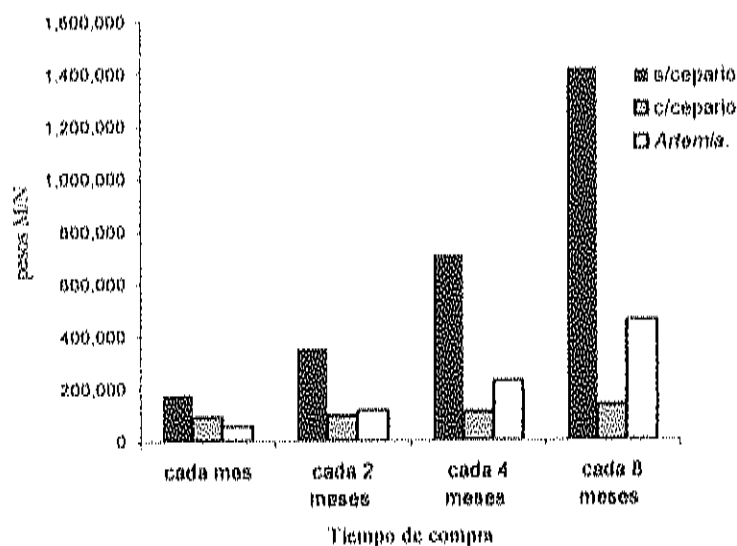


Fig. 31.- Costo total de operación de copépodos con y sin cepario (densidad de siembra de 3000 hebras por tanque) comprando hembras grávidas a distinto tiempo, comparada con la compra de *Artemia* para la alimentación de postlarvas de camarón (160×10^5) en un ciclo de 15 días.

6.8.7.4 Densidad de siembra de 5000 hembras grávidas por tanque.- Los cálculos indicaron que para obtener la cantidad necesaria de copépodos (4, 827,831.03, Tabla, 14) para las primeras fases de alimentación de camarón, el número de tanques requerido fue de 2.

El costo de operación total anual más alto respecto a los tiempos para la compra de hembras se presentó en el caso A con un costo de \$1, 622, 420.8 (Tabla 21). Los costos de operación total anual más bajos se presentaron con el caso B con una total de \$203, 723.6 (Tabla 21).

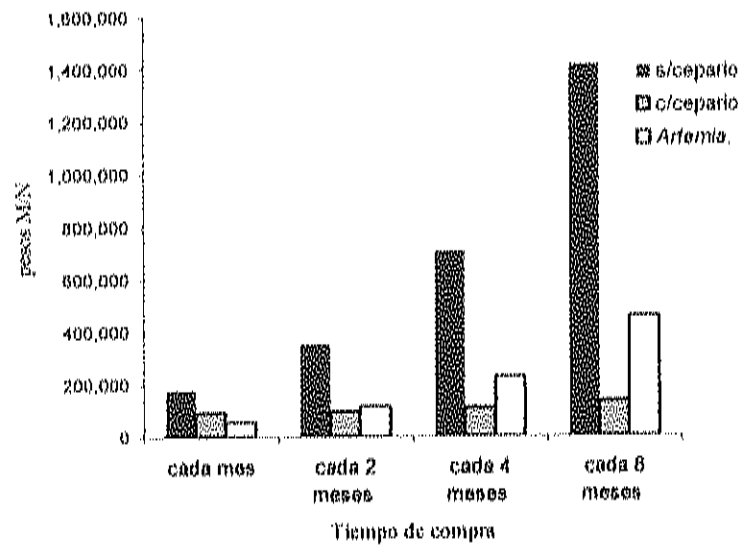


Fig. 31.- Costo total de operación de copépodos con y sin cepario (densidad de siembra de 3000 hebras por tanque) comprando hembras grávidas a distinto tiempo, comparada con la compra de *Artemia* para la alimentación de postlarvas de camarón (160×10^4) en un ciclo de 15 días.

6.8.7.4 Densidad de siembra de 5000 hembras grávidas por tanque.- Los cálculos indicaron que para obtener la cantidad necesaria de copépodos (4, 827,831.03, Tabla, 14) para las primeras fases de alimentación de camarón, el número de tanques requerido fue de 2.

El costo de operación total anual más alto respecto a los tiempos para la compra de hembras se presentó en el caso A con un costo de \$1, 622, 420.8 (Tabla 21). Los costos de operación total anual más bajos se presentaron con el caso B con una total de \$203, 723.6 (Tabla 21).

El costo para el cultivo de copépodos con cepario fue menor que la generada en el caso A y la de *Artemia* (\$454,648.44). El costo de operación del cultivo con cepario comparado con el costo de *Artemia* fue menor cuando se realizó la compra de hembras grávidas cada dos meses. (Tabla 21, Fig. 32).

En cuanto a la comparación con el caso A, se observó que el costo realizado para el caso B fue casi igual a partir del primer ciclo de cultivo (15 días), sin embargo, cuando se realizó la compra de hembras cada mes, el costo hecho en el caso A fue casi el doble que en la inversión realizada para el caso B (Tabla 21, Fig.32).

Tabla 21.- Costos de operación acumulados hasta el tiempo de renovación del lote de hembras para el cultivo de *T. monozota* con y sin cepario (densidad de siembra de 5000 hembra por tanque). Se evalúa la compra de hembras grávidas a distinto tiempo para compararse con el costo de compra de *Artemia* para soportar las primeras fases de alimentación de camarón (Mysis 1- PL 10) a una densidad de 160×10^3 postlarvas en un ciclo de cultivo de 15 días.

| Costos | Copépodos | | <i>Artemia</i> |
|---|-------------------------|-------------------------|----------------|
| | sín cepario (caso A) | con cepario (caso B) | |
| costos de operación total | 101,401.30 | 101,678.03 | 28,417.78 |
| renovación de hembras grávidas cada mes | 202,802.59 | 108,481.07 | 56,835.56 |
| renovación de hembras grávidas cada 2 meses | 405,605.19 | 122,087.14 | 113,671.11 |
| renovación de hembras grávidas cada 4 meses | 811,210.38 | 149,299.28 | 227,342.22 |
| renovación de hembras grávidas cada 8 meses | 1,622,420.76 | 203,723.55 | 454,684.44 |

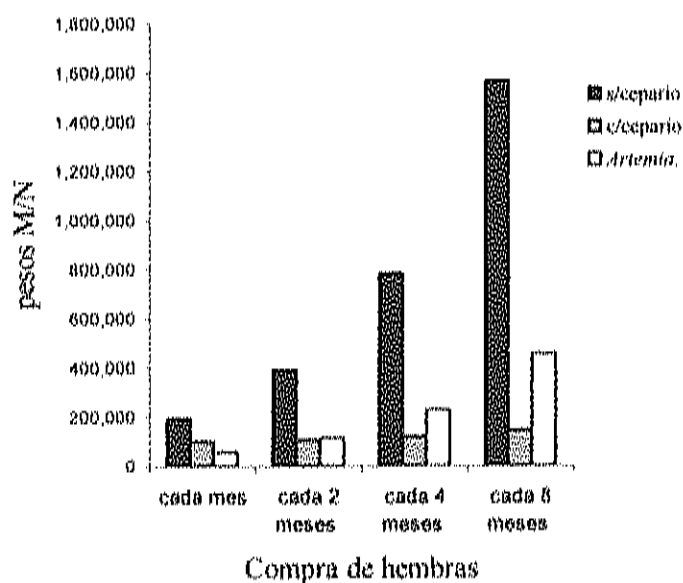


Fig. 32. Costo total de operación de copépodos con y sin cepario (densidad de siembra de 5000 hebras por tanque) comprando hembras grávidas a distinto tiempo, comparada con la compra de *Artemia* para la alimentación de postlarvas de camarón (160×10^3) en un ciclo de 15 días.

6.8.8 Costo de Producción de Postlarvas de Camarón Respecto a las Fuentes de Alimento Empleadas

De acuerdo a la cantidad de postlarvas a producirse anualmente (256×10^4), se analizó el costo de producción de un millar de acuerdo a las fuentes de alimento empleadas. Los resultados indicaron que el precio más elevado fue cuando se empleó como alimento copépodos cultivados sin cepario, tendencia que se presentó tanto en el caso base como en los análisis de sensibilidad realizados.

De todas las pruebas para este caso A, el producir 1000 postlarvas de camarón fue más costoso con los copépodos obtenidos mediante el sistema de producción con una tasa de fecundidad de 300 organismos por hembra (\$ 1016.70), mientras que el menor costo de producción se presentó con los copépodos cultivados con una fecundidad de 600 organismos por hembra (\$510.25, Tabla 22, Fig.33).

En general, el precio más bajo para la producción de un millar de postlarvas se obtuvo cuando el laboratorio de camarón incorpora un cepario para mantener el lote de copépodos. El menor costo se presentó cuando la fecundidad fue de 600 copépodos por hembra, (\$67.26), mientras que el más elevado dentro de este mismo caso B, se presentó cuando la fecundidad es de 300 organismos por hembra (\$ 129.05, Tabla 22, Fig.33).

Respecto al costo alcanzado con *Artemia* (\$177.61), se encontró que fue menor que cualquier costo de producción generado con el suplemento de copépodos cultivados en el caso A sin embargo, comparado con los costos del caso B, el costo de *Artemia* siempre fue mayor (Tabla 22, Fig.33).

Tabla 22.- Costos de producción de un millar de postlarvas de camarón respecto al empleo de copépodos cultivados con y sin cepario, comparado con el suministro de *Artemia*.

| Fecundidad por hembra | Número de tanques | compra de hembras cada: | Hembras de copépodos sin cepario | | Hembras de copépodos con cepario | | <i>Artemia</i> | |
|--------------------------|----------------------|----------------------------|-------------------------------------|--|-------------------------------------|--|------------------|--|
| | | | costo anual total operación (\$) | costo anual de prod copé/millar de postlarvas (\$) | costo anual total operación (\$) | costo anual de prod copé/millar de postlarvas (\$) | Costo anual (\$) | costo anual de <i>Artemia</i> /millar de postlarvas (\$) |
| 422.55 | 11 | 8 meses | 1,790,356.64 | 699.36 | 229,331.60 | 89.58 | 454684.44 | 177.61 |
| 300 | 16 | 8 meses | 2,602,748.15 | 1,016.70 | 330,370.49 | 129.05 | 454684.44 | 177.61 |
| 600 | 8 | 8 meses | 1,306,245.66 | 510.25 | 172,173.45 | 67.26 | 454684.44 | 177.61 |
| Densidad de siembra | | | | | | | | |
| 3000 | 3 | 8 meses | 1,464,009.30 | 571.88 | 187,633.62 | 73.29 | 454684.44 | 177.61 |
| 5000 | 2 | 8 meses | 1622421.76 | 633.76 | 203723.55 | 79.58 | 454684.44 | 177.61 |

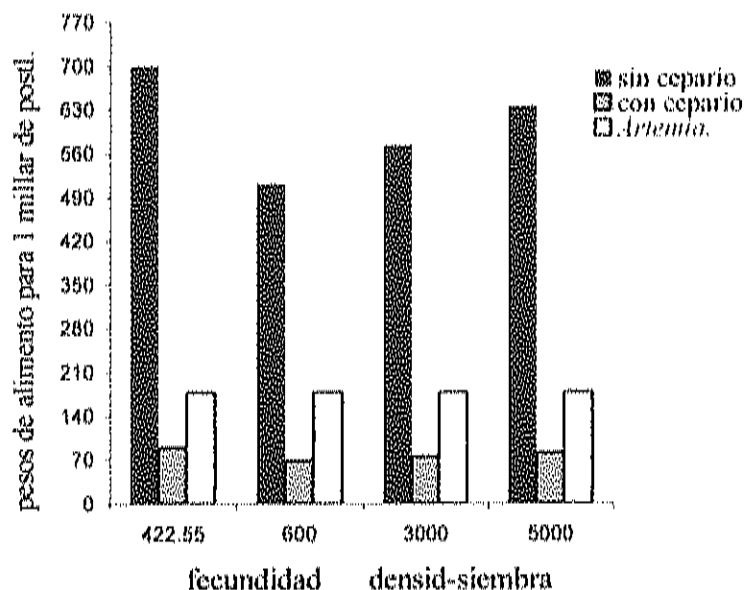


Fig. 33.- Costos de producción generados para el cultivo de copépodos (con y sin cepario) y *Artemia* para la de producción anual de un millar de postlarvas de camarón en un tanque de 20m³.

7. DISCUSION DE RESULTADOS.

7.1 Efecto de la Temperatura sobre la Producción de *T. monozota* bajo Condiciones de cultivo controladas

7.1.1 Hembras Grávidas.

Las diferentes temperaturas tuvieron efectos significativos sobre las producciones alcanzadas en todos los estadios evaluados de *T. monozota*. Los resultados encontrados en este estudio coincide con lo reportado en la literatura, en la que se menciona que la temperatura es el principal factor que controla la actividad reproductiva en harpacticoides bentónicos (Hicks, 1979). Williams y Jones (1999) mencionaron que en el cultivo de *Tisbe battagliai*, la temperatura tuvo un efecto importante sobre las tasas metabólicas de los organismos, ya que cuando el cultivo fue mantenido a 20°C, se incrementó considerablemente la producción. Vidal (1980) sugiere que el tamaño final del cuerpo de especies pequeñas de copépodos puede ser determinado principalmente por la temperatura, mientras que el tamaño del cuerpo final para especies grandes es más dependiente de la disponibilidad de alimento. Miliou (1996) reporta que para las especies de *Tisbe*, la talla máxima final que obtienen depende más de la temperatura que de la salinidad, cuando el cultivo se mantiene con niveles de alimento adecuados.

En este trabajo se observó que la producción de *T. monozota* fue decreciendo conforme la temperatura aumentó o disminuyó de 27 °C. La menor producción en todos los estadios fue más notoria a temperaturas bajas (22°C temperatura mínima probada), aspecto que fue más notable para la producción de hembras grávidas (Tabla 1). Las bajas producciones de hembras a 22 y 32°C sugiere que al no encontrarse los organismos en las mejores condiciones para su desarrollo, estos destinaron mayor parte de la energía para su mantenimiento y sobrevivencia que para el crecimiento o reproducción, lo que se vio reflejado en producciones menores que las alcanzadas a 27°C. Estos resultados se relacionan con lo mencionado por Williams y Jones (1999) que a temperaturas subóptimas (15 y 25 °C), los costos para mantenimiento de *T. battagliai* fueron muy elevados lo que dio como consecuencia una reducción en la energía destinada para la reproducción, explicando en parte el por que de las bajas producciones a esas temperaturas, mientras que Miliou (1996) cita que los bajos valores en la tasa de crecimiento en copépodos pueden dar como consecuencia una mayor inversión de energía para respuestas funcionales que para estructurales.

El mayor número de hembras se alcanzó en los tratamientos cultivados a 27°C, temperatura que aparentemente aceleró el proceso reproductivo en *T. monozota*, lo cual pudo deberse a que de las temperaturas probadas, ésta es la mas favorable para su desarrollo y los procesos metabólicos del organismo promoviendo un mayor consumo de alimento y asimilación del mismo, alcanzando de esta forma el estado de madurez en menos tiempo lo cual no sucedió a temperaturas bajas (22°C) o altas (32°C).

Por lo anterior, se establece que el mantener el cultivo a temperaturas de 22 y 32°C pudo haber incrementado el tiempo de generación de *T. monozota*, dando como resultado una reducción en el número de huevos en los sacos ovigeros producidos por los organismos, lo cual coincide con lo encontrado por Milliou (1996) de que la tasa intrínseca de crecimiento natural y longitud final de *T. holothuriae*, decreció con incrementos de temperatura desde niveles medios o altos (19 a 24°C) dando como resultado una reducción en la producción de huevos, mientras que Miliou y Moraitou-Apostolopoulou, (1991a) observaron para *T. holothuriae* incrementos en los tiempos de generación así como una reducción en el número de sacos ovigeros, huevos, tasa de crecimiento y el total de organismos producidos cuando mantuvieron una temperatura más baja o más alta de la favorable (19°C) coincidiendo con los resultados encontrados para *T. monozota* en el presente estudio.

7.1.2 Indefinidos y Organismos Totales.

En este trabajo, la mayor cantidad de indefinidos y total de organismos de *T. monozota* se produjo a una temperatura de 27°C, lo cual indica que es la temperatura más apropiada para el cultivo de este copépodo respecto al resto de las temperaturas probadas (22, 32 y 37 C°), resultados similares a lo reportado por Williams y Jones (1999) quienes encontraron que la temperatura óptima para la producción de *T. battagliai* fue 20°C.

En este trabajo, las producciones más bajas de indefinidos y organismos totales se presentaron a 22 °C, lo cual pudo haber favorecido un menor consumo de alimento y un bajo proceso de reproducción debido a que el tiempo para la madurez sexual de los copépodos fue mayor que el invertido a 27 y 32°C, aspecto que se vio reflejado en la cantidad de organismos obtenida, lo cual se relaciona con lo mencionado por Kinne (1977) quien señala que en la mayoría de los invertebrados como es el caso de los copépodos, crecen más lentamente si se mantienen a temperaturas bajas y necesitan más tiempo para alcanzar la madurez sexual que cuando son mantenidos a temperaturas medias o aun más a altas. Miliou y Moraitou-Apostolopoulou, (1991a) encontraron que a bajas temperaturas, *T. holothuriae* logró un longitud del cuerpo final más grande sin embargo, el tiempo para alcanzar la maduración sexual y formación del primer saco ovigero fue mayor.

7.2 Efecto de Diferentes Concentraciones y Tipos de Alimento Artificial sobre la Producción de *T. monozota* en un Sistema de Cultivo con Condiciones Controladas.

7.2.1 Producción de Hembras Grávidas.

En este estudio se evaluó la producción de diferentes estadios de *T. monozota* de acuerdo al tipo y concentración de alimento ofrecido, con el fin de compararlo con lo

mencionado por otros autores de que el tipo de alimento afecta las dinámicas de población de harpacticoides (Séller, 1976; Gaudy y Guérin, 1977; Kahan, 1979; Vanden Berge y Bergmans, 1981; Guidi, 1984; Schewenzer, 1985; Wen *et al.*, 1985; Miliou y Moraitou-Apostopoulou 1991b). Los harpacticoides son conocidos por ser altamente selectivos con los alimentos (vanden Berge y Bergmans, 1981) sin embargo algunos autores mencionan que si se les suministran sustancias comestibles, digeribles o nutritivas, estos organismos tienen la habilidad para ingerirlos (Hick y Coull, 1983).

El porcentaje de hembras ovigeras es un parámetro raramente tomado en consideración para el estudio de copépodos, a pesar de que es un parámetro que puede aportar información sobre el potencial de la fertilidad de una población, lo cual coincide con lo reportado por (Kirchner y Guérin, 1995). La mayor producción de hembras grávidas alcanzada en este estudio fue con la dieta a base de microalgas vivas (dieta control: *T. suecica*, *C. muelleri* e *I. galbana* 3:1:1 a 320 cel μL^{-1}) y fue diferente de la alcanzada con cualquier alimento artificial y concentración empleada.

Este resultado se atribuye a que los copépodos posiblemente tuvieron una mayor aceptación hacia la dieta control por ser de origen natural y con el cual están más relacionados (puesto *T. monozota* en el sistema bioensayo es alimentado con esta dieta) que hacia las dietas comerciales empleadas, ya que por la habilidad para discriminar entre partículas nutritivas y no nutritivas que presentan los harpacticoides, posiblemente esa mezcla fue la que cubrió en mayor grado los requerimientos nutricionales de *T.*

monozota, lo cual concuerda con lo mencionado por Donaghay y Small (1979) y Huntley *et al.* (1986) sobre la habilidad de los copépodos harpacticoides para diferenciar entre partículas nutritivas y no nutritivas.

La mezcla y concentración de microalgas empleada en este trabajo estuvo compuesta por especies con altos valores nutricionales (EPA y DHA) con la cual en previos trabajos se obtuvo los mejores resultados de producción en *T. monozota* (Puello, Com. Pers.). *Isochrysis galbana* es una especie altamente usada en laboratorios de larvas de peces de importancia comercial. Por ser una especie rica en DHA (Fernandez-Reiriz *et al.*, 1989; Napolitano *et al.*, 1990; Whyte *et al.*, 1994), Enright *et al.* (1986b) sugieren que esta microalga es un alimento que mejora el crecimiento de los organismos. *Chaetoceros* y *Tetraselmis* son ricas en EPA (Napolitano *et al.*, 1990; Thompson *et al.*, 1993), y son especies ampliamente usadas en acuicultura por lo cual, al ser empleadas como una mezcla posiblemente proporcionaron los requerimientos favorables para que las hembras adultas de *T. monozota* logaran el estado de gravidez.

Comparando únicamente los resultados obtenidos con las dietas artificiales, la producción más elevada de hembras grávidas se alcanzó con Espirulina® a una concentración de 0.1 mg mL^{-1} . Una posible explicación a este resultado es el contenido de proteína de este alimento (71%) comparado con un 48% para Lansy ZM® y 35% para Cenzone®, factor que posiblemente promovió una tasa de maduración mayor en los organismos con esa dieta lo cual se relaciona con lo encontrado por Guidi (1984) para *T.*

cucumariae en donde señala que la alta sobrevivencia y producción de ese copépodo estuvo correlacionada con el contenido de nitrógeno y principalmente por el contenido de proteína del alimento, así como la razón C:N. Tenore (1977, 1981) y Findlay (1982) mencionan que el mejor indicador del valor nutricional (medido como crecimiento) fue la cantidad de nitrógeno (proteína) presente en la fuente detritica suplementada a una nematodo y a un poliqueto.

En contraste, el menor número de hembras grávidas se obtuvo igualmente con *Espirulina*® pero a una concentración de 0,0125 mg mL⁻¹ (concentración más baja de las cualquier ofrecidas) a pesar de que aparentemente fue la dieta con la que se estimuló una mayor tasa o grado de madurez en hembras de *T. monozota* no obstante, cuando se empleo a concentraciones bajas fue suficiente para mantener a los organismos en cultivo pero no para satisfacer todas las necesidades nutricionales como para alcanzar la madurez, lo que coincide con lo reportado por Lampert (1977) quien menciona que la concentración de alimento limite o baja para crecimiento es una concentración suficiente para mantenimiento pero no apropiada para el crecimiento, desarrollo y estado de madurez. Willimans y Jones (1994) mostraron que la limitación de alimento tuvo un efecto pronunciado sobre el desarrollo postembrionario de *T. battagliai* y una prolongada etapa de duración fue observada a concentraciones de algas relativamente bajas. Estos mismos autores mencionan que a concentraciones bajas de alimento, la producción de *T. battagliai* disminuye sin embargo, las altas concentraciones de alimento no necesariamente asegura la adecuada calidad del mismo coincidiendo con lo reportado

por Lampert (1977) y Tietjen y Lee (1977) quienes afirman que la tasa a la cual una fuente de alimento es consumida no es necesariamente reflejo de su valor nutricional.

7.2.2 Número de Huevos Producidos por Hembra.

La producción de huevos en este estudio fue muy similar entre tratamientos sin embargo, el mayor número estadísticamente se obtuvo con Cenzone® a 0.1 mg mL^{-1} con un promedio de 65.67 ± 20.42 huevos por hembra, resultados similares a los encontrados por Gaudy y Guérin (1977) para *Tisbe* con la dieta artificial TetraMin (54.5 huevos por hembra) y por Guérin, *et al.* (2001) para *T. holothuriae* (66.89 huevos por hembra) cuando fue alimentado con el dinoflagelado *Oxyrrhis marina* y $80 \mu\text{L}$ de bacteria.

A pesar de que la mayor producción de hembras grávidas dentro de las dietas artificiales fue lograda con Espirulina®, estas hembras no fueron capaces de alcanzar una alta formación de huevos, resultados que coinciden con los encontrados por Gaudy y Guérin (1977) sobre la fecundidad de *T. holothuriae* quienes reportaron que el número de hembras grávidas fue alto con la dieta artificial Renutryl sin embargo, el mayor número de huevos generados por estas se obtuvo con la dieta Tetramin. Ustach (1982) indican que la producción de huevos para *Heteropsyllus pseudimunit* esta relacionada con el suministro de alimento adecuado, por lo que a mayor cantidad de alimento resulta en un incremento en la producción de huevos. Esto coincide con lo encontrado por Heinle *et al.* (1977) para el calanoide *Eurytemora affinis*, Comita y Comita (1966) para el

harpacticoide *Tigriopus brevivornis* y Harris (1977) para el copépodo epibéntico *Scottiana canadensis*. Los resultados obtenidos en este estudio concuerdan con lo reportado anteriormente, ya que la menor producción de huevos en *T. monozota* se alcanzó con Espirulina® a 0.0125 y 0.2 mg mL⁻¹ y con Lansy ZM® a 0.0125 mg mL⁻¹, coincidiendo en ambos casos que conforme la concentración de alimento se redujo el número de huevos generados disminuyó y por el contrario cuando la concentración de alimento fue aumentando, el número de huevos formados tendió a incrementar, caso que sucedió con Cenzone® a 0.1 mg mL⁻¹.

A pesar de la baja producción de huevos, se pudo observar que bajo condiciones desfavorables de baja concentración de alimento, *T. monozota* tuvo la capacidad de subsistir y llevar a cabo la generación de huevos aunque en menor proporción que con el suministro de concentraciones altas. Resultados similares fueron reportados por Donaghay (1985) para el calanoide *A. tonsa*, el cual bajo prolongados periodos de mala alimentación conservó la capacidad para producir huevos aunque a niveles menores del 40 % de las tasas de producción normal.

En el presente trabajo, se demuestra la capacidad de *T. monozota* para ser considerada como una especie susceptible de cultivo, ya que a pesar de las bajas producciones alcanzadas con algunas dietas, no se observó un paro en la producción de huevos por hembras. Este factor pudo haberse debido a que los organismos fueron mantenidos bajo condiciones de cultivo y alimentación controladas durante el desarrollo del estudio, por

lo que las condiciones ambientales y disponibilidad de alimento permanecieron constantes, contrario a lo reportado por Heinle *et al.* (1977) quienes encontraron que la producción de huevos para el harpacticoide *Scottolana canadensis* cesó seguido de breves periodos sin alimentación y los organismos no reanudaron la producción aun después de suministros abundantes de alimento. Harris (1977) notó un fenómeno similar en una caída masiva de huevos para este mismo copépodo donde en este caso, el problema fue considerado como una respuesta al estrés causado por la falta del alimento, (Hicks y Coull, 1983), mientras que Ban (1994) reportó que la producción de huevos en el calanoide *Eurytemora affinis* fue más sensible que el crecimiento somático cuando se realizó el cultivo con periodos sin alimentación.

En relación al control, se observó que el número de huevos generados fue menor que el alcanzado con la dieta artificial (Cenzone® a 0.1 mg mL^{-1}). Una posible explicación sobre esta diferencia es que la dieta artificial es un alimento específicamente formulado para reproductores de camarón, por lo que los nutrientes contenidos en este pudieron influir en un mayor grado para la formación de huevos en las hembras de *T. monozota* respecto a las especies de microalgas empleadas como alimento.

7.2.3 Producción de Indefinidos y Organismos Totales.

La mayor producción de indefinidos (70.53 ± 6.97) y total de organismos (83.07 ± 4.58) fue alcanzada con la dieta control, producción que solo fue igual a la obtenida con Lansy ZM00 a 0.1 mg mL^{-1} . En todos los estadios analizados en este trabajo, se encontró que los mejores resultados fueron obtenidos con el alimento natural (mezcla de microalgas) lo que sugiere que fue la dieta con los componentes nutricionales más adecuados para el mejor desarrollo de *T. monozota* en cultivo. Kleppel, y Hazzard (2000) y Jamieson (1980) argumentan que la producción de copépodos es influenciada por el grado en el cual los nutrientes ingeridos de la dieta reúnen las necesidades nutricionales de los organismos, coincidiendo con Provasoli *et al.* (1959) de que la calidad del alimento es fundamental para la fertilidad y fecundidad en crustáceos.

La mezcla de microalgas empleada en este trabajo estuvo compuesta por especies ricas en DHA y EPA, ácidos grasos de suma importancia y que posiblemente influyeron en gran medida sobre la productividad de los copépodos, lo que coincide con lo mencionado por Milliou y Moraitou-Apostolopoulou (1991b) que el contenido de ácidos grasos tiene influencia especialmente en la sobrevivencia de copepoditos y número de huevos, mientras que Guidi (1984) menciona que el DHA y EPA solo son sintetizados de novo en cantidades suficientes por organismos fotosintéticos y son por lo tanto considerados como nutrientes esenciales en la dieta de copépodos marinos (Fraser, 1989).

Miliou y Moraítou-Apostopoulou (1991b) mencionan que la productividad de las poblaciones de *Tisbe* están directamente correlacionada con la sobrevivencia durante el desarrollo, número de sacos ovigeros por hembra, número de nauplios y tasa de desarrollo, resultados similares a los obtenidos para *T. monozota* en este trabajo cuando fueron cultivados con la dieta de microalgas.

En general la dieta a base de microalgas fue la que mejores resultados generó en este trabajo. Una posible razón es que al ser la única dieta empleada como una mezcla natural, la calidad nutricional y digestibilidad para esta fue mejor, ya que se ha demostrado que una combinación de diferentes algas es nutricionalmente más rica que una dieta monoalgal, debido a que la mezcla generalmente provee una nutrición más balanceada (incluyendo vitaminas, minerales, y elementos trazas necesarios para la sobrevivencia, crecimiento y reproducción) (Provasolie *et al.*, 1959; Harris, 1977; Zurlini y Nassogne, 1978; Miliou y Moraitou-Apostolopoulou, 1991b). Wen *et al.* (1985) encontró que los copépodos *T. carollnensis* sobrevivieron mejor con una mezcla de diatomeas, algas verdes, y verdeazules, en la cual el 100 % de los machos y hembras permanecieron vivos durante los 15 días de experimento. Miliou y Moraitou-Apostolopoulou (1991b) midieron el efecto de siete dietas sobre las dinámicas de población de *T. holothuriae* encontrando que todos los parámetros del ciclo de vida fueron afectados por el tipo de alimento ofrecido. Estos autores mencionan que el comportamiento reproductivo fue más eficiente cuando *T. holothuriae* se alimentó con una mezcla de alga marina (*Ulva* sp) y "fryfood" (producto líquido comercial con

componentes animales, vegetales y enriquecido con vitaminas y elementos trazas), resultados similares a los obtenidos por Takano (1971) cuando alimentó a *T. japonicus* con una combinación de alga viva y materiales inertes, encontrando que la densidad de la población incremento de 2 a 6 días más rápidos que cuando se usaron los alimentos por separado.

Con base a lo anterior se establece que con una dieta en forma de mezcla, existen más posibilidades de que pueda contener una mayor cantidad de nutrientes esenciales para aportar mejores resultados en el organismo, por lo que se establece que el funcionamiento y salud de las poblaciones de copépodos bajo cultivo, son favorecidas por alimentos mezclados sugiriendo el empleo de una dieta previamente balanceada (Hick y Coull, 1983). Así mismo, al suministrar una dieta en forma de mezcla existen más posibilidades de que el valor nutricional de los copépodos se mantenga adecuado para ser empleado como alimento vivo, coincidiendo con lo reportado por Støttrup (1999) de que la aplicación de dietas monoalgales en sistemas intensivos de copépodos puede conducir a una disminución en el valor nutricional del organismo (Støttrup y Jensen, 1990).

Respecto a la dietas artificiales, la que mejores resultados produjo fue Lansy ZM® a 0.1 mg mL⁻¹, encontrándose que las producciones alcanzadas con este alimento no difirieron de aquellas obtenidas con la dieta control. Pese a que Lansy ZM® a 0.1 mg mL⁻¹ generó las mayores producciones de copépodos, las altas producciones de hembras grávidas y

huevos producidos por estas fueron alcanzadas con dietas diferentes (Espirulina® y Cenzone ® respectivamente) lo que sugiere que ambos alimentos fueron apropiadas para alcanzar la madurez y gravidez de las hembras sin embargo, no fueron los apropiados como para asegurar una buena eclosión ni el desarrollo de las primeras etapas de los organismos ya eclosionados, lo que concuerda con lo reportado por Guidi (1984) para *T. cucumariare*, en donde señala que a pesar de que el mayor número de hembras grávidas fueron obtenidas con una dieta a base de cereales, de acuerdo al tiempo de desarrollo y producción las mejores dietas fueron una a base de diatomeas, otra a base de poliquetos y una dieta de perifiton asociado con una microalga roja y algas verdeazules.

7.3 Determinación del Contenido Bacteriológico en *T. monozota* en un Sistema de Cultivo bajo Condiciones Controladas

Sólo se encontraron diferencias entre el número de bacterias heterótrofas totales, presentándose el mayor número con la dieta Cenzone®, mientras que en la carga bacteriana del género *Vibrio* no se presentaron diferencias significativas. Así mismo, el número de UFC en *T. monozota* fue más bajo cuando se alimentó con la dieta de microalgas que con el suministro de las dietas artificiales. De acuerdo con los resultados, se pudo establecer que el contenido de bacterias presente en *T. monozota* no dependió de los alimentos suministrados, lo cual pudo ser resultado en gran medida por el recambio de agua realizado en forma diaria a las unidades experimentales, originando que la proliferación de las bacterias presentes por la descomposición de la dieta o materiales

fecales no alcanzaran niveles altos como para producir un posible efecto negativo en los organismos.

La carga bacteriana por el hecho de no ser encontrada en cantidades elevadas, más que haber afectado a la población pudo haber producido un efecto positivo para el sistema, representando una posible fuente de alimento contribuyendo al enriquecimiento de la dieta, ya que se ha comprobado que los copépodos harpacticoides tienen la capacidad de ingerir bacterias como alimento, por lo que algunas especies pueden ser muy importantes en su dieta cuando las densidades bacterianas no son muy elevadas como para afectar a los organismos (Rieper, 1982; Guérin *et al.*, 2001). Guérin *et al.* (2001) mencionan que las bacterias contienen micronutrientes los cuales pueden complementar una dieta dada (Provasoli *et al.*, 1959) sin embargo, considera que el papel más importante de estas puede consistir en las secreciones bacterianas que liberan (polímeros de mucus) las cuales a densidades apropiadas, pueden ser un alimento potencial para organismos bentónicos como es el caso de copépodos harpacticoides (Decho y Fleeger, 1988; Decho y Moriarty, 1990).

La posible alimentación de *T. monozota* de bacterias quizás se debió a que algunas partículas de las dietas pudieron servir indirectamente como alimento ya que estas proveen sustrato para bacterias (Kleppel y Burkart, 1995) por lo que algunos nauplios de copépodos pueden utilizarlas como una fuente de alimento (Roff *et al.*, 1995)

coincidiendo con lo reportado por Payne *et al.* (2000) para el calanoide *Gladtoferens imparipes* y con Jung y Hagiwara (2001) para *T. japonicus*.

Por lo anterior se establece que *T. monozota* puede ser cultivado con una fuente de alimento vivo (microalgas) o artificial (Lanzy ZM®), ya que este factor no tienen un efecto significativo en la carga bacteriana de los organismos, por lo que el estudio de tal aspecto no es un factor decisivo para decidir que alimento utilizar para el cultivo de estos organismos.

7.4 Efecto de dos Fuentes de Alimento y dos Tipos de Sustrato artificial sobre la Producción de *T. monozota* en un Sistema de Cultivo bajo Condiciones Controladas

7.4.1 Producción de Nauplios.

El empleo de las dos fuentes de alimento y tipos de sustratos indican que la mayor producción de nauplios fue alcanzada con multifilamento y microalgas mientras que el valor más bajo se alcanzó con la dieta artificial y el sustrato plástico. El sustrato tuvo un efecto directo en la producción, encontrando que el multifilamento fue el que mejores condiciones presentó para la producción de *T. monozota*.

coincidiendo con lo reportado por Payne *et al.* (2000) para el calanoíde *Gladtoferens imparipes* y con Jung y Hagiwara (2001) para *T. japonicus*.

Por lo anterior se establece que *T. monozota* puede ser cultivado con una fuente de alimento vivo (microalgas) o artificial (Lanzy ZM®), ya que este factor no tienen un efecto significativo en la carga bacteriana de los organismos, por lo que el estudio de tal aspecto no es un factor decisivo para decidir que alimento utilizar para el cultivo de estos organismos.

7.4 Efecto de dos Fuentes de Alimento y dos Tipos de Sustrato artificial sobre la Producción de *T. monozota* en un Sistema de Cultivo bajo Condiciones Controladas

7.4.1 Producción de Nauplios.

El empleo de las dos fuentes de alimento y tipos de sustratos indican que la mayor producción de nauplios fue alcanzada con multifilamento y microalgas mientras que el valor más bajo se alcanzó con la dieta artificial y el sustrato plástico. El sustrato tuvo un efecto directo en la producción, encontrando que el multifilamento fue el que mejores condiciones presentó para la producción de *T. monozota*.

Los resultados obtenidos en este estudio son difíciles de comparar por el hecho de que son escasos los estudios desarrollados con sustratos artificiales para el cultivo de copépodos. Chanlder (1986) menciona que pocos copépodos que dependen del sedimento han sido cultivados con éxito y rara vez a densidades mayores de los niveles de inoculación (mantenimiento), coincidiendo con Chandler y Fleeger (1984) quienes encontraron grandes problemas para el cultivo de los harpacticoides *Pseudostenhelia wellsi*, *Enhydrosoma woodini* y *Nannopus palustris* con el empleo de tubos plásticos como sustrato.

Algunos estudios han empleado sustratos naturales de tierra, sin embargo, los resultados no han sido los esperados. Smol y Heip (1974) encontraron dificultades para recuperar los copépodos vivos entre los granos de arena debido a que el tamaño fue igual y en algunos casos mayor que el tamaño de los copépodos. Hardí (1978) encontró que los granos de arena y paredes de los envases del cultivo de *Asellopsis intermedia* generaron un rápido crecimiento de películas bacterianas que eventualmente atraparon y mataron a los copépodos. En este trabajo, las producciones conseguidas son consideradas favorables respecto a lo reportado por los autores antes mencionados.

Cuando se mantuvo a *T. monozota* bajo condiciones controladas, la producción promedio por cada una de las hembras grávidas sembradas fue de 238.6 copépodos en un tiempo de 15 días. Considerando el área de cada unidad experimental (270 cm²), la producción diaria generada por cm² fue de 3 hembras grávidas, 3.15 nauplios y 20.35

indefinidos, producciones menores que las reportadas por Norsker y Støttrup (1994) para *T. holothuriae* en un cultivo con bandejas plásticas, donde la producción fue de 125 nauplios por $\text{cm}^2 \text{ día}^{-1}$ en un área mucho mayor ($2,400 \text{ cm}^2$), además de que ese cultivo tuvo una duración de 7.5 semanas, lo que equivale a $36.05 \text{ nauplios por cm}^2 \text{ día}^{-1}$ para un cultivo de 15 días. Estos mismos autores reportan que con un birreactor cerrado con bolas de polipropileno como sustrato (área de $17,780 \text{ cm}^2$), la producción fue de 13 nauplios y 15 copepoditos por $\text{cm}^2 \text{ día}^{-1}$ cuando los cultivos duraron también 7.5 semanas, lo que equivale a $3.05 \text{ nauplios por cm}^2 \text{ día}^{-1}$ y $4.32 \text{ indefinidos por cm}^2 \text{ día}^{-1}$ en un tiempo 15 días, valores menores a los alcanzados para el cultivo desarrollado en el presente estudio.

A pesar de que los sustratos artificiales pueden ser una alternativa para el cultivo de organismos bentónicos, pocos estudios han sido realizados para determinar las ventajas que estos presentan. Atila y Fleeger (2000) reportan que los sustratos artificiales de estructura compleja son una importante alternativa para cultivo por que proveen de refugio contra depredadores reduciendo la depredación y el canibalismo. Guzmán *et al.* (1986) indican que los sustratos artificiales son favorables ya que no sufren corrosión (como el caso del metal) ni descomposición orgánica (liberación de toxinas) como el sustrato natural, lo que coincide con lo encontrado en el presente estudio, en donde se observó que los sustratos artificiales empleados no fueron corrosivos, fueron resistentes al medio marino, presentaron fácil manejo, son de precio accesible y están disponibles en el mercado local. A pesar de ello, el conocimiento respecto a su empleo en cultivos

acuáticos es aun limitado, ya que solo se han usado como métodos para cuantificar la biodiversidad así como en programas de biomonitoreo por cortos periodos de tiempos (Cairns *et al.*, 1973; McCormick *et al.*, 1988).

7.4.2 Producción de Hembras Grávidas.

La mayor producción se alcanzó con microalgas y multifilamento, producción sobre la cual estadísticamente tuvieron efectos ambos factores. Esto sugieren que al igual que en el estudio de las dietas artificiales, la mezcla de microalgas favorece la sobrevivencia y desarrollo de *T. monozota*, por tal razón, al combinarse con el sustrato de multifilamento presentó mejores condiciones para incrementar las producciones de copépodos en cultivo, demostrándose con lo anterior que por sus hábitos bentónicos, *T. monozota* tiene una fuerte dependencia del sustrato para su desarrollo (Kahan, 1979).

7.4.3 Producción de Indefinidos y Organismos Totales.

Respecto a los estadios de indefinidos y total de organismos prevaleció la misma tendencia que en los estadios anteriores. La mayor producción en ambos casos fue con microalgas y multifilamento sin embargo, la producción fue solo dependiente del sustrato empleado. Estos resultados demuestran la importancia del uso de sustratos artificiales para copépodos bentónicos cuando se pretende incrementar la producción en cultivo, comprobando que por sus hábitos es de los factores que incrementan las poblaciones bajo cultivo, coincidiendo con lo mencionado por Chandler (1986).

7.5 Determinación del Contenido Bacteriológico en *T. monozota* Mediante el Suministro de dos Fuentes de Alimento y el Empleo de dos Tipos de Sustrato Artificial en un Cultivo bajo Condiciones Controladas

El número de bacterias heterótrofas y del género *Vibrio* más elevado se presentó con Lansy ZM® a 0.01 mg mL^{-1} y el sustrato plástico sin embargo, ambas cargas bacterianas no difirieron estadísticamente de la encontrada con la combinación de microalgas y multifilamento. La carga bacteriana encontrada en *T. monozota* no tuvo relación con el tipo de alimento o sustrato empleado, por lo que las producciones obtenidas no se vieron afectadas por las bacterias presentes en los organismos a causa de estos factores. Una posible razón por la que se obtuvo estos resultados, fue por los recambios de agua realizados al sistema, lo que permitió el lavado de los sustratos artificiales evitando con esto la acumulación de materia orgánica en descomposición con la cual se pudiera facilitar la proliferación de bacterias, ya que una elevada carga bacteriana puede bajar las producciones de copépodos en cultivo e incluso ocasionarles la muerte (Hardí, 1978).

Se maneja que el efecto generado por las bacterias en *T. monozota* pudo haber sido positivo ya que podrían ser parte de su alimentación complementado los nutrientes de la dietas utilizadas, lo cual tiene relación con lo mencionado por Souza-Santos *et al.* (1999) para el cultivo de *A. normani*. Guerín *et al.* (2001) reportó que las bacterias pueden ser muy importantes en la dieta de algunos copépodos harpacticoides y Ustach

(1982), mostró que el harpacticoide *Heteropsyllus pseudonini* produjo más huevos y nauplios cuando se alimentó con detritus o bacterias que cuando se alimentaron con algas, cuando las densidades bacterianas estuvieron a niveles que no afectaron a los organismos. Faser (1936) revela que los nauplios de *T. japonicus*, aparentemente requieren ciertos niveles de bacterias para su alimentación sin las cuales estos no son capaces de desarrollarse dentro de la etapa de copepodito, coincidiendo con Jung y Hahiwara (2001) para *T. japonicus*, mientras que Souza-Santos *et al.* (1999) encontró que la tasa de crecimiento exponencial para *A. normani* fue más alta con diatomeas no axénicas que con axénicas, demostrando la importancia de las bacterias heterótrofas como suplemento de la dieta.

7.6 Evaluación del Contenido y Comportamiento de la Carga Bacteriana en *T. monozota* por un Proceso de Depuración en un Sistema de Cultivo bajo Condiciones Controladas

En el proceso de depuración se observó que la mayor presencia de bacterias heterótrofas totales y del género *Vibrio* en *T. monozota*, fue cuando estuvieron sin recambio de agua y alimentación constante. Los resultados sugieren que el aumento de la carga bacteriana en los organismos se atribuye principalmente al deterioro de la calidad del agua en cultivo, posiblemente por la descomposición de materia orgánica a acusa del alimento empleado.

El contenido de bacterias disminuyó conforme el número de recambios de agua aumentó, por lo que en este estudio se demuestra la posibilidad de disminuir o controlar el contenido bacteriano en *T. monozota* con frecuentes recambios de agua al sistema (proceso de depuración), haciéndolos más adecuados para la alimentación de larvas de peces y de camarón.

Las investigaciones sobre depuración para el control de bacterias en copépodos son muy escasas, sin embargo, algunos trabajos realizados con camarón han mencionado la importancia de la calidad de agua. En diversos casos, se puede prevenir la mortalidad de algunas especies de camarón en cultivo con medidas adecuadas de control y manejo, como lo son fuertes recambios de agua en estanques y disminución de la alimentación, lo cual permite incrementar las concentraciones de oxígeno disuelto (Anónimo, 1997). Cruz (2003) también refiere que continuos recambios de agua realizados al sistema, contribuyen a mantener una mayor disponibilidad de nutrientes naturales para el camarón en cultivo así como mayor control en la carga orgánica de los estanques, lo que reduce una posible contaminación al ambiente.

7.7 Desarrollo de un Sistema a Escala Experimental de *T. monozota* bajo Condiciones Ambientales no Controladas

En la fase 1 se determinó que el número de hembras grávidas sembradas (100) en el volumen de agua inicial (300 L) no fue el adecuado, debido a las bajas producciones obtenidas, además de que el cultivo coincidió con las condiciones ambientales menos estables y apropiadas para el mejor desarrollo de los organismos. En la fase 1, el intervalo de temperatura en el primer experimento varió entre 19 °C y 24 °C mientras que en el segundo experimento de la misma fase el intervalo estuvo ligeramente más estable (21.5 °C a 25 °C). Estas variaciones justifican las bajas producciones obtenidas en esos dos experimentos, pues a pesar de que el número de organismos cosechados aumentó gradualmente, las producciones fueron consideradas muy bajas (6.3 ± 1.5 y 84.8 ± 7.8 organismos por tanque respectivamente) comparado con producciones logradas anteriormente y de acuerdo a la capacidad reproductiva que presentan los organismos del género *Tisbe* bajo cultivo, ya que como lo reportan Hicks y Coull (1983) de una sola copulación el número de puestas varía de 4 a 12 para cinco especies de *Tisbe* y de 3 a 21 para veintiún especies de harpacticoides .

Las bajas producciones obtenidas en los dos experimentos anteriores se atribuyen a la variación en la temperatura, ya que este es un factor fundamental que controla la actividad reproductiva en harpacticoides bentónicos (Hicks, 1979) por lo cual, cuando los organismos fueron mantenidos bajo temperaturas menores de la apropiada para ellos,

la producción disminuyó considerablemente coincidiendo con lo reportado por Miliou y Moraitou-Apostolopoulou, (1991a) para *T. holothuriae* y Williams y Jones (1999) para *T. battagliai*.

Una mayor producción fue observada a partir del tercer experimento (segunda fase) y hasta la finalización de este objetivo (quinto experimento en la tercera fase). Una de las posibles razones se puede deber a la disminución del volumen de agua inicial (de 300 a 60 L.) ya que cuando esta disminución fue realizada, el incremento en la producción fue más notorio. Esto tiene relación con lo mencionado por Norsker y Støttrup (1994) de que los copépodos bentónicos dependen más del área disponible para su desarrollo que del volumen de agua manejado.

Para la fase 3, se observó que además de mantener el bajo volumen de cultivo (60L) las condiciones ambientales fueron más estables respecto a los prevalecientes en los experimentos anteriores. Se observó que la temperatura fue incrementándose gradualmente y se mantuvo más cercana a la adecuada para *T. monozota* (27°C), lo que hace suponer que favoreció a los organismos para realizar sus funciones y proceso reproductivo dando como resultado una mayor producción, coincidiendo con lo reportado por Miliou y Moraitou-Apostolopoulou (1991a) que a temperaturas óptimas *T. holothuriae* baja los tiempos de generación y aumenta el número de sacos ovigeros, tasa de crecimiento y el total de organismos producidos.

7.8 Análisis de Rentabilidad y Factibilidad Financiera para un Sistema de Cultivo a Escala Experimental de *T. monozota*

Debido a que el estudio sobre cultivos de copépodos a densidades elevadas generalmente ha recibido poco interés, los trabajos sobre análisis económicos para estos cultivos son muy limitados, por lo que los resultados obtenidos en este estudio son difíciles de comparar. Puesto que el costo de operación más elevado para el cultivo lo representó la compra de hembras grávidas (representando sólo para éstas poco más del 88% de los gastos), se determinó que la construcción de un cepario para el mantenimiento y producción del número de hembras necesario para cada ciclo de cultivo (15 días) puede reducir considerablemente los costos de operación totales (90.87%) a diferencia de cuando el cultivo de copépodos se realiza sin cepario.

La construcción de un cepario además de representar una considerable reducción en cuanto al costo de operación, permite el manejo de los organismos dependiendo de las necesidades de producción. *T. monozota* puede ser cultivado bajo condiciones ambientales (27°C, 35‰ y 12:12 O/L) y de alimentación adecuadas (mezcla de microalgas *T. suecica*, *I. galbana* y *C. muelleri* 320 cel μL^{-1}) con las cuales se pueda generar condiciones de cultivo favorables para promover el incremento en la tasa de reproducción, lo que dará como resultado una mayor producción en el sistema. Así mismo, el mantener el lote de organismos bajo condiciones de cepario permite tener un mayor control para prevenir alguna posible contaminación por organismos

competidores, depredadores o patógenos con los cuales se generen resultados desfavorables en el sistema.

El costo de operación más elevado para el caso base de *T. monozota* se presenta cuando el sistema de cultivo es desarrollado sin la construcción de un cepario, aspecto que involucra la compra de hembras grávidas cada ciclo de cultivo (15 días). Puesto que el costo de operación más elevado es la compra de hembras grávidas, este sistema es el que menos factibilidad presenta comparado con el cultivo de copépodos con cepario así como con el costo para la compra de *Artemia*.

En el sistema de cultivo dentro del cual se contempla la construcción de un cepario, el costo de operación para producir copépodos para la alimentación de una densidad de 160×10^3 postlarvas de camarón es más baja que el sistema sin cepario a partir de la compra de hembras cada mes, mientras que comparado con el costo de *Artemia*, el producir copépodos mediante la construcción de un cepario es menor a partir de la compra de hembras cada cuatro meses.

De acuerdo a las variables analizadas en las pruebas de sensibilidad, el costo de operación total anual más elevado para el cultivo de copépodos se presenta cuando dentro de la infraestructura no se contempla la construcción de un cepario. En este caso, los peores resultados se obtienen cuando la tasa de fecundidad es de 300 copépodos por hembra (caso base), lo cual sugiere que mientras esa tasa de fecundidad siga prevaleciendo, los costos para obtener la cantidad de copépodos necesaria para alimentar

una densidad de 160×10^3 postlarvas de camarón serán menos redituables económicamente.

En el sistema a escala experimental, el factor que posiblemente tuvo un efecto más marcado sobre las bajas producciones alcanzadas fue sin duda la temperatura, el cual es considerado de suma importancia para el control de la actividad reproductiva en harpacticóides bentónicos (Hicks, 1979). En este sistema, la temperatura tuvo una amplia variación (19 a 27 °C) por lo que el cultivo se mantuvo en gran parte por debajo del valor determinado como favorable para *T. monozota* (27 °C). Esto pudo dar como resultado que bajo esas condiciones desfavorables, los organismos invirtieran mayor energía para mantenimiento que para reproducción o crecimiento, reflejándose en bajas producciones lo cual coincide con Miliou (1996) de que los bajos valores en la tasa de crecimiento en copépodos pueden dar como consecuencia una mayor inversión de energía para respuestas funcionales que para estructurales.

Una posible solución para incrementar la fecundidad por hembras y con ello la factibilidad del sistema de cultivo puede lograrse con un mayor control de los factores que afectan el sistema experimental, principalmente la temperatura con el fin de asegurar una mejor capacidad reproductiva (Hicks, 1979). Así mismo, el empleo de una mezcla de microalgas puede ser mejor alimento que una dieta monoalgal debido a que provee un mejor perfil nutricional incluyendo vitaminas, minerales, aminoácidos y elementos trazas que promueven la sobrevivencia, crecimiento y reproducción del organismo

(Provasolie *et al.*, 1959; Harris, 1977; Zurlini *et al.*, 1978; Miliou-Moraitou-Apostopoulou, 1991b) incrementando la producción de *T. monozota*.

Este incremento en la fecundidad daría como consecuencia obtener la cantidad de alimento para las postlarvas con un menor número de hembras grávidas sembradas por tanque, lo cual reduciría el costo de operación ya que como se menciona anteriormente, el costo de las hembras es el más elevado, por lo tanto, al reducirse mediante el incremento en la tasa de fecundidad por organismo, contribuye a que el sistema tenga un menor costo de operación y por consecuencia una mayor factibilidad económica. Por el contrario, el caso en el que mejores resultados se obtuvieron cuando el cultivo de copépodos se realiza sin cepario fue cuando la fecundidad incrementa de 600 copépodos por hembra, fecundidad que puede llegar a lograrse cuando se mantienen condiciones favorables para *T. monozota* como las mencionadas anteriormente.

Para el cultivo de copepodos mediante la construcción de un cepario, el mayor costo de operación se genera cuando la tasa de fecundidad es de 300 copépodos por hembra, seguida por la fecundidad de 422.55 copépodos por hembra (caso base). Esta última fecundidad posiblemente se obtuvo por condiciones ambientales inadecuadas prevalecientes durante el cultivo, lo que posiblemente dio como resultado una menor inversión para el crecimiento y desarrollo por parte de organismos, aspecto reflejado en la baja producción obtenida coincidiendo con lo reportado por Miliou (1996).

De acuerdo a lo anterior, se puede establecer que cuando una tasa de fecundidad por hembra como las antes mencionadas tiende a prevalecer durante el sistema de cultivo, los costos para la alimentación de 160×10^3 postlarvas de camarón tenderán a incrementarse dando como resultado una menor factibilidad económica del cultivo. En contraste, los resultados más favorables para el cultivo de copépodos con ceparío se presentan cuando la tasa de fecundidad es de 600 organismos por hembra, fecundidad que puede ser lograda de acuerdo a las condiciones de cultivo antes manejadas para *T. monozota*.

En forma general el sistema con menos costos de operación para la producción de alimento vivo para postlarvas de camarón, es cuando se desarrolla un cultivo de copépodos con la construcción de un ceparío. Este sistema representa la mejor opción económica para producir una cantidad de postlarvas de camarón anual en un laboratorio de producción, debido a que es el alimento que menores costos de producción generan por lo que a diferencia del cultivo sin ceparío así como del costo de *Artemia*, el cultivo de copépodos con ceparío es un sistema económicamente factible lo cual coincide con lo mencionado por Støtrup (2000) que el cultivo extensivo de copépodos ha demostrado que es biológica y económicamente factible y ha sido adoptado en granjas comerciales a pesar de los problemas para perfeccionar las pequeñas escalas a sistemas intensivos.

Así mismo, se debe dejar en claro que los resultados obtenidos en este análisis económico son muy favorables a pesar de no haberse alcanzado el sistema a nivel piloto, por lo que deben analizarse algunos aspectos (de diseño y cultivo) para mejorar

tales resultados y establecer así la rentabilidad que presentan como alimento vivo en sistemas a nivel piloto e incluso a escala comercial.

Indudablemente, el cultivo de copépodos representa una importante alternativa de alimento vivo en acuicultura. Además de tolerar un amplio intervalo de condiciones ambientales, ingerir una gran variedad de fuentes alimenticias, tener corto periodo de vida, una alta capacidad reproductiva, ser resistentes al manejo y poder ser cultivados a altas densidades (Nanton y Castell, 1998), estos organismos contienen altos contenidos de proteína y ácidos grasos esenciales de suma importancia para el desarrollo de organismos acuáticos (Fyhn *et al.*, 1993, 1995; Estevez y Kanazawa, 1996).

Aunado a eso, representan un cultivo económicamente viable haciéndolo un fuerte candidato como sustituto de *Artemia* para la cual, la calidad nutricional varía constantemente a lo largo del año (Helland *et al.*, 2000) y las cantidades que la acuicultura demanda, se han puesto en cuestión debido a la disminución de las producciones en los últimos años en el gran lago salado de Utah USA, principal centro productor de quistes lo que ha contribuido en una constante variación en los precios de este producto (Lavens y Sorgeloos, 2000).

8. CONCLUSIONES.

- ✓ La temperatura de 27 °C fue la más adecuada para incrementar la producción de *T. monozota* en todos sus estadios, sugiriendo que es un valor que estimula la capacidad reproductiva lo que da como resultado mejores rendimientos de producción.

- ✓ De todas las fuentes alimento empleados en este estudio, la mezcla de microalgas es la que produce las mayores producciones de *T. monozota* ya que por ser el único alimento natural y en forma de mezcla, aparentemente la calidad nutricional y digestibilidad para los organismos fue mejor que las dietas artificiales analizadas.

- ✓ De acuerdo a las dietas artificiales se pudo establecer que el cultivo de copépodos puede soportar la carencia de microalgas manteniéndose buenas producciones. Cenzone® mostró ser la dieta más adecuada para la producción de las hembras grávidas mientras que Espirulina® es un alimento más apropiado para incrementar el número de huevos producidos por hembra.

- ✓ Lanzy ZM® es la dieta artificial que presenta las mejores condiciones para alcanzar la mayor producción de *T. monozota* en cultivo, pues a pesar de que la cantidad más alta de hembras grávidas y número de huevos producidos por éstas fue alcanzada con otros alimentos, aparentemente Lanzy ZM® contiene nutrientes que producen un mayor porcentaje de eclosión lo que da como consecuencia una mayor producción de organismos.

- ✓ El suministro de las dietas artificiales (Espirulina®, Cenzone® y Lanzy ZM®) para la alimentación de *T. monozota* no tiene un efecto significativo en la carga bacteriana presente en los organismos.

- ✓ El empleo de sustrato tiene un efecto altamente significativo sobre las producciones alcanzadas de *T. monozota*. El multifilamento aportó mejores condiciones para la producción de todos los estadios evaluados, por lo que cuando es empleado conjuntamente con una mezcla de microalgas, se presentan las mejores condiciones para *T. monozota* en cultivo,

- ✓ El uso de sustratos artificiales (Plástico y Multifilamento) para el cultivo de *T. monozota* con una dieta artificial (Lanzy ZM®) y una natural (mezcla de microalgas) no afecta la carga bacteriana presente en los organismos, por lo que el nivel de bacterias puede ser mantenido bajo control en el cultivo desarrollado.

- ✓ Lanzy ZM® es la dieta artificial que presenta las mejores condiciones para alcanzar la mayor producción de *T. monozota* en cultivo, pues a pesar de que la cantidad más alta de hembras grávidas y número de huevos producidos por éstas fue alcanzada con otros alimentos, aparentemente Lanzy ZM® contiene nutrientes que producen un mayor porcentaje de eclosión lo que da como consecuencia una mayor producción de organismos.

- ✓ El suministro de las dietas artificiales (Espirulina®, Cenzone® y Lanzy ZM®) para la alimentación de *T. monozota* no tiene un efecto significativo en la carga bacteriana presente en los organismos.

- ✓ El empleo de sustrato tiene un efecto altamente significativo sobre las producciones alcanzadas de *T. monozota*. El multifilamento aportó mejores condiciones para la producción de todos los estadios evaluados, por lo que cuando es empleado conjuntamente con una mezcla de microalgas, se presentan las mejores condiciones para *T. monozota* en cultivo.

- ✓ El uso de sustratos artificiales (Plástico y Multifilamento) para el cultivo de *T. monozota* con una dieta artificial (Lanzy ZM®) y una natural (mezcla de microalgas) no afecta la carga bacteriana presente en los organismos, por lo que el nivel de bacterias puede ser mantenido bajo control en el cultivo desarrollado.

- ✓ Una elevada carga bacteriana en *T. monozota* puede ser disminuida o controlada mediante recambios de agua realizados al sistema de cultivo, haciendo a estos organismos un alimento más confiable para larvicultura.

- ✓ La temperatura fue el factor que mayor influencia tuvo sobre la producción obtenida en el sistema a escala experimental, encontrándose que entre más cercana estuvo a la más favorable para *T. monozota* (27 °C) la producción dentro del sistema fue mayor.

- ✓ El sistema de cultivo con mayor factibilidad para la obtención de *T. monozota* necesarios como alimento para postlarvas de camarón, es cuando se contempla la construcción de un cepario para el mantenimiento y producción de los copépodos y cuando la tasa de fecundidad que predomina es de 600 organismos por hembra, ya que con este sistema se reduce el número de hembras necesarios para el inicio del cultivo lo que origina una disminución en los costos de operación.

- ✓ El cultivo de copépodos con cepario para la producción de alimento de postlarvas de camarón es económicamente más factible que el costo requerido para la *Artemia* a pesar de que para esta última, el valor que fue comparado sólo fue el de costo del producto (lata de quiste), lo que indica que además de las ventajas biológicas y nutricionales de copépodos sobre *Artemia*,

económicamente presenta una mayor factibilidad para ser empleado como un alimento sustituto para las primeras fases de alimentación de postlarvas de camarón.

9. RECOMENDACIONES.

- Realizar estudios para elaborar una dieta artificial especializada de menor costo que las empleadas en el presente trabajo con la que se obtengan mejores o en su defecto iguales resultados que Lansy ZM® para optimizar el sistema de cultivo desde el punto de vista biológico y económico.
- Desarrollar de forma más controlada el sistema a escala experimental de *T. monozota* con la implementación de calentadores de agua para el mantenimiento del valor adecuado para este organismo (27 °C), con el propósito de asegurar una mayor estabilidad en la capacidad reproductiva en menor tiempo y a bajo costo.
- Realizar estudios para determinar las condiciones de ingeniería (diseño de tanques e instalaciones), dieta y sustrato más adecuado con el objetivo de mejorar las producciones de cultivo con la misma o menor densidad de siembra que la utilizada para este estudio, lo que también resultaría en una reducción de los costos de operación del sistema.
- Implementar la construcción de un cepario para el cultivo de copépodos cuando se tiene como objetivo ser empleados como alimento vivo para larvicultura ya

que como se demostró en el análisis, permite tener un mayor control sobre la calidad de la cepa, además de que es el sistema que menor costo de operación requiere para el desarrollo del cultivo.

- Fomentar el empleo de copépodos Harpacticoides como fuente de alimento vivo para larvicultura, ya que se ha demostrado que son organismos que presentan mejores características nutricionales y biológicas que los alimentos vivos comúnmente empleados, además de que tal y como se encontró en este trabajo, es una fuente de alimento que requiere de menor inversión que la *Artemia* cuando se producen para ser adicionados como alimento en laboratorios de postlarvas de camarón.

10. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Anónimo (1997). Nicovita Camarón de Mar. Bol. Vol. 2, Ejemplar 8. Interrelaciones de temperatura, oxígeno y amoníaco tóxico en cultivo de camarón en tumbes. [en línea]. En web: http://www.nicovita.com.pe/pdf/esp/boletines/bole_9708_02.pdf.
- Atila, N. y Fleeger, W. J. 2000. Meiofaunal Colonization of artificial substrates in an Estuarine Embayment. *Marine Ecology*, 21: 69-83.
- Ban, S. 1994. Effect of temperature and food concentration on post-embryonic development, egg production and adult body size of the calanoid copepod *Eurytemora affinis*. *Journal of Plankton Research*, 16: 721-735.
- Battaglia, B. 1970. Cultivation of marine copepods for genetic and evolutionary research. *Helgoländer Meeresunters*, 20: 385-392.
- Bengston, B. and Bergstrom, B. 1987. A flow through fecundity test with *Nitroca spinipes* (Harpacticoida, Crustacea) for aquatic toxicity. *Ecotoxicology Environmental Safety*, 14: 260-268.
- Bowman, T. E. 1962. *Tisbe monozota*, a new Harpacticoid copepod from Florida. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 75: 125-131.

- Buskey, E. J., Coulter, C. y Strom, S. 1993. Locomotory patterns of microzooplankton: potential effects on food selectivity of larval fish. *Bulletin Marine Science*. 53, 29-43.
- Cairns, J., Jr., W. H. Young y Botain, H. J. R. 1973: The protozoan colonization of polyurethane foam units anchored in the benthic area of Douglas Lake, Michigan. *Transactions American Microscopiology Society*. 92: 648-656.
- Carli, A; Mariottini, G. L. y Pane, L. 1995. Influence of nutrition on fecundity and survival in *Tigriopus fulvus* Fisher (Copepoda: Harpacticoida). *Aquaculture*. 134: 113-119.
- Caumette, P. 1987. Rôle des bactéries phototrophes et des bactéries sulfato-réductrices dans les melieux lagunaires. In: *Etudes et Thésés*. Édition de l'Orstom, 305.pp.
- Chandler, G.T.y Fleeger J. W. 1984. Meiofaunal colonization of azoic estuarine sediment in Louisiana: mechanisms of dispersal. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 69: 175-188.
- Chandler, G. T. 1986. High-density culture of meiobenthic harpacticoid copepods within a muddy sediment substrate. *Canadian Journal of Fisheries of Aquatic Science*. 43: 53-59.

- Chandler, G. T. y Scott, G. I. 1991. Effects of sediment-bound endosulfan on survival, reproduction and larval settlement of meiobenthic polychaetes and copepods. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 10: 375-382.
- Comita, G. W. y J. J. Comita. 1966. Egg production in *Tigriopus brevicornis*. In: some contemporary studies in marine science, edited by H. Barnes, Georges Allen and Unwin Ltd., London, pp. 171-185.0
- Conover, R. J. y Huntley, M. 1991. Copepods in ice-covered sea distribution, adaptations to seasonally limited food, metabolism, growth patterns and life cycle strategies in polar seas. *Journal of Marine System*. 2: 1-41.
- Coull, B. C. y chandler, G. T. 1992. Pollution and meiofauna: field, laboratory, and mesocosm studies. *Oceanographic Marine Biology Annuals Revision*. 30: 191-271.
- Cruz, J. Boletín Informativo No.77. Carga de nutrientes en efluentes durante la cosecha de camarón cultivado en sistemas mono y policultivo con tilapia [en línea]. CENAIM INFORMA. 30 de Marzo del 2003. Disponible en Web: <http://www.cenaim.espol.edu.ec/publicaciones/quincenal/bquinc77.pdf>
- Decho, A. W. y Fleeger, J. W. 1988. Ontogenetic feeding shifts in the meiobenthonic harpacticoid copepod *Nitroca lacustris*. *Marine Biology*, 97: 191-197.

- Decho, A. W. y Moriarty, D. J. W. 1990. Bacterial exopolymer utilization by a harpacticoid copepod : a methodology and results. *Limnology and Oceanographic*, 35: 1039-1049.
- Delbare, D., Dhert, P. y Lavens, P. 1996. Zooplankton. In: Manual on the production and use of live food for Acuaculture.(ed. Lavens, p. and Sargeloos, P.) FAO. Fisheries Technical Paper, 361, FAO, Rome.
- Doi, M., Singhagraiwan, T., Singhagraiwan, S. y Ohno, A. 1994. An investigation of copepods being applied as initial food organism for fed snapper larvae. *Thai Marine Research*. 5: 21-26.
- Doi, M., Toledo, J. D., Golez, M. S. N., Santos, M. D. L. y Ohno, A. 1997. Preliminary investigation of feeding performance of larvae of early red-spotted grouper, *Epiniphelus coioides*, reared with mixed zooplankton. *Hidrobiology*. 358: 259-263.
- Donaghay, P. L. 1985. An experimental test of the relative significance of food quality and past feeding history to limitation of egg production of the estuarine copepod *Acartia tonsa*. *ARCH. Hidrobiologie Beih. Ergeb. Limnology*. 21: 235-245.
- Donaghay, P. L., y Small, L. F. 1979. Food selection capabilities of the estuarine copepod *Acartia clausi*. *Marine Biology*. 52: 137-146.

- Enright, C. T., Newkirk, G. F., Craigie, J. S. y Castell J. D. 1986a. Evaluation of fitoplankton as diets for juvenile *Ostrea edulis* L. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 96: 1-13.
- Enright, C. T., Newkirk, G. F., Craigie, J. S., y Castell, J. D. 1986b. Growth juvenile *Ostrea edulis* L. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 46: 15-26.
- Estevez, A., y Kanazawa, A. 1996. Fatty acid composition of neural tissues of normally pigmented and unpigmented juveniles of Japanese flounder using rotifer and *Artemia* enriched in n-3 HUFA. *Fisheries Science*. 62: 88-93.
- Faser, J. H. 1936. The occurrence, ecology and life history of *Tigriopus fulvus* (Fisher). *Journal of Marine Biology Association of the United Kingdom*. 20: 523-536.
- Feller, R. J. 1980. Development of the sand-dwelling meiobenthic Harpacticoid *Huntemannia jadenensis* Poppe in the laboratory. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 46: 1-15.
- Fernandez-Reiriz, M. J., Perez-Camacho, A., Ferreiro, M. J., Blanco, J., Planas, M., Campos, M. J. y Labarta, U. 1989. Biomass production and variation in the biochemical profile total protein, carbohydrates, RNA, lipids, and fatty acids of seven species of marine microalgae. *Aquaculture*. 83: 17-37.

- Findlay, S. E. G. 1982. Effect of detrital nutritional quality on the population dynamics of marine nematode (*Diplolaimella chitwoodi*). *Marine Biology*. 68: 223-227.
- Fraser, A. J., Sarget, J. R. and Gamble, J. C. 1989. Lipid class and fatty acid composition of *Calanus finmarchicus* (Gunnerus), *Pseudocalanus sp* and *Temora longicornis* (Muller) from a nutrient-enriched seawater enclosure. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 130: 81-92.
- Frippak Feeds .1990. Manual ; A modular sea-water hatchery for tropical prawns. Frippak Feeds, England.
- Fryer, G. 1957. The food of some freshwater cyclopoid copepods and its ecological significance. *Journal of Animal Ecology*. 26: 263-286.
- Fyhn, H. J., Finn, R. N., Helland, S., Rønnestad, I. y Lømsland, E. R. 1993. Nutritional value of phyto- and zooplankton as live food for marine fish larvae for marine fish larvae. In: Reinertsen, H., Dahle, L. A., Jørgensen, L., Tvinnereim, K. (Eds), *Fish Framing Technology*. Balkema Publisher, Rotterdam, pp 121-126.
- Fyhn, H. J., Rønnestad, I. y Berg, L. 1995. Variation in free and proteinic amino acids of marine copepods during the spring bloom, In: Lavens, P., Jaspers, E. and Roelants, I., (Eds), *Larvi' 95*. European Aquaculture Society. Special Publication, Ghent, pp 321-324.

- Gaudy, R. y Guérin, J.-P. 1977. Dynamique des populations de *Tisbe holothuriae* (Crustacea:copepoda) en élevage sur trois régimes artificiels différents. *Marine Biology*. 39: 137-145.
- Gee, J. M. 1989. An ecological and economic review of meiofauna as food for fish. *Zoological Journal of the Linnean Society*. 96: 243-261.
- Gómez, S. E. 1999. Systematic and some data on the ecology of the harpacticoid fauna (copepoda, Harpacticoida) from a subtropical coastal lagoon in the south-eastern Gulf of California (México). Limburgs Universitair Centrum. Institut Royal Des Sciences Naturelles de Belgique y Universidad Nacional Autónoma de México. Pag. 3-4.
- Gómez, S., Puello-Cruz, A. C. and Gonzáles, R. B. 2004. Three new species of *Tisbe lilljeborg* 1853 (Copepoda:Harpacticoida) and a new record with complete redescription of *Tisbe monozota* from north-western Mexico. *Cahiers de Biologie Marine*. 45: 9-47.
- Guérin, J.-P., Kirchner, M. and Cubizolles, F. 2001. Effects of *Oxirrhys marina* (Dinoflagellata), bacteria and vitamin D₂ on population dynamics of *Tisbe holothuriae* (copepoda). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 261: 1-16.

- Guidi, L. D. 1984. The effect of food composition on ingestion, development, and survival of a harpacticoid copepod, *Tisbe cucumeriae*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 84: 1001-110.
- Guzmán, M. H., Campos, J., Gamboa, C. and Bussing, A. W. 1986. Un arrecife artificial de llantas: Su potencial para el manejo de pesquerías. Centro de Investigación en Ciencias del Mar y Limnología (CIMAR) y Escuela de Biología, Universidad de Costa Rica. 249-254.
- Hardí, B. L. S. 1978. A method for rearing sand-dwelling harpacticoid copepods in experimental conditions. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 34: 143-149.
- Harris, R. P. 1977. Some aspects of the biology of the harpacticoid copepod, *Scottolana candensis* (Willey), maintained in laboratory culture. *Chesapeake Science*. 18: 245-253.
- Heinle, D. R., Harris, R. P., Ustach, J. F. y Flemer, D. A. 1977. Detritus as food for estuarine copepods. *Marine Biology*. 40: 341-353.
- Helland, S., Triantaphyllidis, G. G., Fhyn, H. J., Evjen, M. S., Lavens, P. y Sorgeloos, P. 2000. Modulation of the free amino acids pool and protein content in populations of the brine shrimp *Artemia spp.* *Marine Biology*. 137: 1005-1016.

- Hicks, G. R. F. 1979. Pattern and strategy in the reproductive cycles of benthic harpacticoid copepods, In: Naylor, E., Hartnoll, R. G., (Eds). Cyclic Phenomena in Marine Plants and Animals. Proc, 13th European Marine Biology. Symposium Pergamon Press, Oxford, pp. 139-147.
- Hicks G. R. F. y Coull, B. C. 1983. The ecology of marine meiobenthic harpacticoids copepods. Oceanographic Marine Biology Annual Revision. 21: 67-175.
- Humes, A. G. 1994. How many copepods? Hydrobiology. 292-293, 1-7.
- Huntley, M., Sykes, S. Rohan. y V. Marin. 1986. Chemically-mediated rejection of dinoflagellate prey by the copepods *Calanus pacificus* and *Paracalanus parvus* mechanism, occurrence and significance. Marine Ecology Progress. 28: 105-120.
- Hutchinson, T. H., Williams, T. D. y Eacles, G. J. 1994. Toxicity of cadmium, hexavalent chromium and copper to marine fish larvae (*Cyprinodon variegatus*) and copepods (*Tisbe battagliai*). Marine Environmental Research. 38: 275-290.
- Ikeda, T. 1973. On the criteria to select copepod species for mass culture. Bulletin of the Plankton Society of Japan. 20: 41-48.
- James, C. M. y A. M. Al-Khars. 1986. Studies on the production of planktonic copepods for aquaculture. In Schriever, G., H. K., Schminke and C. T. Schild (Eds), Proceed.

of the Second International Conference on Copepoda Ottawa, Canada, 13-17 August 1984, 333-340.

Jamieson, C. D. 1980. The predatory feeding of copepodite stages III to adult *Mesocyclops*. In Kerfoot, W. C. (ed.), Evolution Ecology of Zooplankton Communities, University Press of New England: 518-537.

Jones, D. A.; Kumlu, M.; Le Vay, L. y Fletcher, D. J. 1997. The digestive physiology of herbivorous, omnivorous and carnivorous crustacean larvae: a review. *Aquaculture*. 155: 285-295.

Kahan, D. H. 1979. Vegetables as food for marine harpacticoids copepods. *Aquaculture*. 16: 435-350.

Kahan, D., Uhlig, H., Schwenzler, D. y Horowitz, L. 1981. A simple method for cultivating copepods and offering them to fish larvae. *Aquaculture*. 26: 303-310.

Kinne, O. 1977. Cultivation of copepods,. In O. Kinne [ed.] *Marine ecology*, vol.3 Cultivation, part 2. Jhon Wiley and Sons. Londond. pp. 761-766.

Kirchner, M. y Guerin, J-P. 1995. Influence of the heterotrophic dinoflagellate *Oxyrrhis marina* on the population dynamics of *Tisbe holothuriae*. *Vie Milieu* 45: 27-38.

of the Second International Conference on Copepoda Ottawa, Canada, 13-17 August 1984, 333-340.

Jamieson, C. D. 1980. The predatory feeding of copepodite stages III to adult *Mesocyclops*. In Kerfoot, W. C. (ed.), Evolution Ecology of Zooplankton Communities, University Press of New England: 518-537.

Jones, D. A.; Kumlu, M.; Le Vay, L. y Fletcher, D. J. 1997. The digestive physiology of herbivorous, omnivorous and carnivorous crustacean larvae: a review. *Aquaculture*. 155: 285-295.

Kahan, D. H. 1979. Vegetables as food for marine harpacticoids copepods. *Aquaculture*. 16: 435-350.

Kahan, D., Uhlig, H., Schwenzler, D. y Horowitz, L. 1981. A simple method for cultivating copepods and offering them to fish larvae. *Aquaculture*. 26: 303-310.

Kinne, O. 1977. Cultivation of copepods., *In* O. Kinne [ed.] Marine ecology, vol.3 Cultivation, part 2. Jhon Wiley and Sons. Londond. pp. 761-766.

Kirchner, M. y Guerin, J-P. 1995. Influence of the heterotrophic dinoflagellate *Oxyrrhis marina* on the population dynamics of *Tisbe holothuriae*. *Vie Milieu* 45: 27-38.

- Kleppel, G. S. y Burkart, C. A. 1995. Egg production and the nutritional environment of *Acartia tonsa*: the role of food quality in copepod nutrition. ICES Journal of Marine Science. 52: 297-304.
- Kleppel, S. G. y Hazzard, S. E. 2000. Diet and egg production of the copepod *Acartia tonsa* in Florida Bay, II. Role of the nutritional environment. Marine Biology. 137: 111-121.
- Kraul, S., Brittain, H., Cantrell, R., Nanago, T., Ako, H., Ogasawara, A. y Kitagawa, H. 1993. Nutritional factors affecting stress resistance in the larval mahimahi *Coryphaena hippurus*. Journal of the World Aquaculture Society. 24: 186-193.
- Lampert, W. 1977. Studies on the carbon balance of *Daphnia pulex* as related to environmental conditions. I. Methodological problems of the use of ^{14}C for measurement of carbon assimilation. Archives of the Hydrobiology Supplement B, 48: 287-309.
- Landry, M. R. 1983. The development of measuring rates and fluxes in marine ecosystems. In: Fasham MJR (ed) Flows of energy in marine ecosystems. Plenum Press, London, pp 3-22.
- Lassus, P., Le Baut, C., Le Dean, L., Bardouill, M., Truquet, P. y Boequene, G. 1984. The use of Harpacticoid copepods for testing the effects of chemical on larval

production .In: Persoone, G., Jaspers, E. and Claus, C. (Eds), Ecotoxicology Test. Marine Environmental. vol, 2 State University of Ghent, Belgium.

Lavens, P. y Sorgeloos. P. 2000. The history, present status and prospects of the availability of *Artemia* cysts for aquaculture, *Aquaculture*. 181: 397-403.

MacEvoy, L. A., Naess, T. y Lie, O. 1998. Lipid and fatty acid composition of normal and malpigmented atlantic halibut (*Hipoglossus hopoglossus*) fed enriched *Artemia*; a comparison with fry fed wild copepods. *Aquaculture*. 163: 237-250.

Marcus, N. H. y Alatalao, P. 1989. Conditions for rearing *Calanus firmachicus* (Gunnerus, 1770) (Copepoda:Calanoida) through multiple generations in the laboratory. *Crustaceana*. 57: 101-103.

Marten, G. G., Bordes, E. S. y Nguyen. M. 1994. Use of cyclopoid copepods for mosquito control. *Hydrobiology*. 292/293: 491-496.

Martin, J. W. & G. E. Davis. 2001. An updated classification of the recent Crustacea. Natural History Museum of Los Angeles County. Science Series 39. 124 pp.

McCormick, P. V., Pratt, J. R., Jerkins. D. G. y Cairns, J Jr. 1988. A comparison of protozoan, algal, and metazoan colonization of artificial substrates of differing size. *Transaction American Microscopy Society*. 107: 259-268.

- Mendez- Ubach, N. M., Sous-Weiss, V. y Carranza-Edwards, A. 1985. La importancia de la granulometría en la distribución de organismos bentónicos. Estudio de playas del estado de Veracruz, México. Universidad Nacional Autónoma de México. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología (CIMAR) contribución 457 del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM.
- Meyer, H. A. y Bell, S. S. 1989. Response of harpacticoid copepods to detrital accumulation on seagrass blades: a field experiment with *Metis holothuriae* (Edwards). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 132: 141-149.
- Miliou, H. 1996. The effect of the temperature, salinity and diet on final size of female *Tisbe holothuriae* (Copepoda:Harpacticoida). *Crustaceana*, 69: 743-754.
- Miliou, H. y Moraitou-Apostolopoulou, M. 1991a. Combined effects of temperature and salinity on the population dynamics of *Tisbe holothuriae* Humes (Copepoda:Harpacticoida). *Archives of Hydrobiology*, 21: 431-448.
- Miliou, H. y Moraitou-Apostolopoulou, M. 1991b. Effect of seven diets on the population dynamics of laboratory cultured *Tisbe holothuriae* Humes (Copepoda Harpacticoida). *Hegoländer. Meeresunters.* 45: 345-356.

- Miliou, H., Moraitou-Apostolopoulou, M. y Argyridou, M. 1992. Biochemical composition of *Tisbe holothuriae* (Copepoda:Harpacticoida) and its differentiation in relation to developmental stages. *Ophelia* 36: 159-166.
- Min-Min Jung. y Atsushi Hahiwara. 2001. The effect of bacteria on interspecific relationships between the eurialine rotifer *Brachionus rotundiformis* and the harpacticoid copepod *Tigriopus japonicus*. *Hydrobiology*. 446/447: 123-127.
- Monakov, A. V. 1976. Feeding and food interrelationships in freshwater copepods, Nauta, Leningrad, 1970 pp. (In Russ).
- Mourete, G., Medina, A., González, S. y Rodriguez, A. 1995. Variations in lipid content and nutritional status during larval development of the marine shrimp *Penaeus kerathurus*. *Aquaculture*. 130: 187-199.
- Munilla-Moran, R., Stark, J. R. y Barbour, A. 1990. The role of exogenous enzymes in digestion in cultured turbot larvae (*Scophthalmus maximus* L). *Aquaculture*. 88: 337-350.
- Naess, T. y Germain-Henry, M. 1995. First feeding of Atlantic halibut (*Hipoglossus hipoglossus*) using different combinations of *Artemia* and Wild zooplankton. *Aquaculture*. 130: 235-250.

- Næss, T. y Lie, O. 1998. A sensitive period during first feeding for the determination of pigmentation pattern in Atlantic halibut *Hippoglossus hippoglossus* L., juveniles: the role of the diet. *Aquaculture Research*. 29: 925-934.
- Nanton D. A. y Castell J. D. 1998. The effects of dietary fatty acids on the fatty acid composition of the harpacticoid copepod, *Tisbe* sp for use as a live food for marine fish larvae. *Aquaculture*. 163: 251–261.
- Napolitano, G. E., Ackman, R. G. y Ratnayaye, W. M. N. 1990. Fatty acid composition of three cultured algal species *Isochrysis galbana*, *Chaetoceros gracilis* and *C. calcitrans* used as food for bivalve larvae. *Journal of the World Aquaculture Society*. 21: 122–130.
- Norsker, N. H. y Støttrup, J.G. 1994. The importance of dietary HUFA's for fecundity and HUFA content in the harpacticoid, *Tisbe holothuriae* Humes. *Aquaculture*. 125: 155–166.
- Paffenhöfer, G. A., 1970. Cultivation of *Calanus helgolandicus* under controlled conditions. *Helgoländer Wiss. Meeresunters.* 20: 346-359.
- Payne, M. F. y Rippingale, R. J. 2000. Evaluations of diets for culture of the calanoid copepod *Gladioferns imparipes*. *Aquaculture*. 187: 85-96.

- Payne, M. F., Rippingale, R. J. y Cleary, J. J. 2001. Cultured copepods as food for West Australian dhufish *Glaucosoma hebraicum* and pink snapper *Pagrus auratus* larvae. *Aquaculture*, 194: 137–150.
- Pepin, P. y Penney, R. W. 1997. Patterns of prey size and taxonomic composition in larval fish; are there general size dependent models? *Journal of Fisheries Biology*, 51: 84–100 Supplement A.
- Person-Le Ruyet, J. 1975. Elevage de copepods Calanoides. Biologie et dynamique populations: premier resultants. *Annales de l'Institut Océanographique (Monaco)*; 51: 203-221.
- Pittman, K., Skiftesvik, A. B. y Berg, L. 1990. Morphological and behavioral development of halibut, *Hippoglossus hippoglossus* (L) larvae. *Journal of Fisheries Biology*, 37: 455-472.
- Provassoli, L., Shiriashi, K. y Lance, J. R. 1959. Nutricional idiosyncrasies of *Artemia* and *Tigriopus* in monoaxenic culture. *Annual New York Academic Science*, 77: 250-261.
- Provassoli, L., Conklin, D.E. y D' Agostino, A.S. 1970. Factors inducing fertility in aseptic Crustacea. *Helgoländer Wiss. Meeresuntersuch.* 20: 443-454.

- Puello-Cruz A. C, González-Rodríguez B. y Yen-Ortega, E. E. 2004a. Utilization of a tropical copepod (*Tisbe monozota*) as live food in larviculture. *Panorama Acuicola*. 9: 22-24.
- Puello-Cruz, A. C.; González-Rodríguez, B. ; Velasco, G. ; Martínez, I.; Abdo, I. ; Duncan, N. y García-Ortega A. 2004b. Book of Abstract of Aquaculture 2004, March 1-5, 2004, Honolulu, Hawaii, USA.
- Reitan, K. I., Rainuzzo J. R. y Olsen, Y. 1997. A review of the nutritional effects of algae in marine fish larvae. *Aquaculture*. 155: 207-221.
- Rieper, M. 1978. Bacteria as food for marine harpacticoid copepods. *Marine Biology*. 45: 337-345.
- Rieper, M. 1982. Feeding preferences of marine harpacticoids copepod for various species of bacteria. *Marine Ecology Progress Series*. 7: 303-307.
- Roff, J. C., Turner, J. T., Webber, M. K. y Hopcroft, R. R. 1995. Bacterivory by tropical copepod nauplii: extent and possible significance. *Aquatic Microbiology and Ecology*. 9: 165-175.
- Rothbard, S. 1976. Experiments in mass of the marine copepod *Tigriopus japonicus* (Mori) on a bed of crushed sea weed *Ulva petrusa* (Kjelman). *Bamidgeh*. 4: 80-105.

- Sarget, J. R., Bell, J. G., Bell, M. V., Henderson, R. J. y Tocher, D. R. 1995. Requirement criteria for essential fatty acids. *Journal of Applied Ichthyology*. 11: 183-198.
- Sarget, J. R., Bell, J. G., Bell M. V., Henderson, R. J. y Tocher, D. R. 1993. The metabolism of phospholipids and polyunsaturated fatty acids in fish. In: Lahlou B. Vitello P. eds. *Aquaculture : Fundamental and Applied Research*. Coastal and Estuarine Studies 43: 103-124.F
- Schewenzer, D. 1985. Untersuchungen zur Produktionsbiologie von *Tisbe holothuriae* (Copepoda: Harpacticoida) bei unterschiedlichen Temperatur-Salinitäts-und Nahrungsbedingungen. Diss. Univ., Berlin, 198 pp.
- Séllner, B. W. 1976. Survival and metabolism of the harpacticoid copepod *Thompsonula hyaenae* (Thompson) fed on different diatoms. *Hydrobiology*. 50: 233-238.
- Shields, J. R., Bell, G. J., Luizi, S. F., Gara, B., Bromage, R. N. y Sarget, R. J. 1999. Natural copepods are superior to Enriched *Artemia nauplii* as feed for Halibut larvae (*Hippoglossus hippoglossus*) in term of survival, pigmentation and retinal morphology: relation to dietary essential fatty acids. *Journal of Nutrition*. 129: 1186-1194.

- Smol, N. y C. Heip. 1974. The culturing of some harpacticoids copepods from brackish water. *Biology. Jb. Dononaea*. 42: 159-169.
- Sorgeloos, P. y Léger, P. 1992. Improved larviculture outputs of marine fish, shrimp and prawn. *Journal of the World Aquaculture Society*. 23: 251-264.
- Sorgeloos, P. and Beardmore, J. A. 1995. Correct taxonomic identification of *Artemia* species. *Aquaculture Research*. 26:147.
- Souza-Santos, P. L.; Santos, P. J. P. y Castel, J. 1999. Development and population dynamics of *Amonardia normani* Brady reared on axenic and non-axenic diatoms. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 235: 167-182.
- Støttrup, J. G, Jersen, J. 1990. Influence of algal diet on feeding and egg-production of the calanoid copepod, *Acartia tonsa* Dana. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 141: 87-105.
- Støttrup, J. G. y Norsker, N. H. 1997. Production and use of copepods in marine fish larviculture. *Aquaculture*. 155: 231-247.
- Støttrup, J. G.; Bel, J. G. Adn Sarget, J. R. 1999. The fate of lipids during development and cold-storage of eggs in the laboratory-reared calanopid copepod *Acartia tonsa* Dana, and in response to different algal diets. *Aquaculture*. 176: 257-269.

- Støttrup, J. G. 2000. The elusive copepods: their production and suitability in marine aquaculture. *Aquaculture Research*. 31: 703-711.
- Strawbridge, S., Coull, B. C. y Chandler, G. T. 1992. Reproductive output of a meiobenthic copepod exposed to sediment-associated fenvalerate. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*. 23: 295-300.
- Takano, H. 1971. Breeding experiments of a marine littoral *Tigriopus japonicus* Mori. *Bulletin Tokai Regional Fisheries Research Laboratory*. 64: 71-80.
- Tawfiq S. Abu-Rezq, Yule, A. B. y Teng, S. K. 1997. Ingestion, fecundity, growth rates and culture of the harpacticoid copepod, *Tisbe furcata*, in the laboratory. *Hydrobiology*, 347: 109-118.
- Tenore, K. R. 1977. Growth of *Capitella capitata* cultured on various levels of detritus derived from different sources. *Limnology and Oceanographic*. 22: 936-941.
- Tenore, K. R. 1981. Organic nitrogen and caloric content of detritus. I. Utilization by the deposit-feeding polychaete, *Capitella capitata*. *Estuarine Coastal Shellfish Science*. 12: 39-47.

- Tietjen, J. H. y Lee, J. J. 1977. Feeding behavior of marine nematodes. In: Ecology of marine benthos, edited by B. C. Coull, University of South Carolina Press, Columbia, U. S. A., pp 21-35.
- Thompson, P. A., Guo, M. y Harrison, P. J. 1993. The influence of irradiance on the biochemical composition of three phytoplankton species and their nutritional value for larvae of the Pacific oyster *Crassostrea gigas*. *Marine Biology*, 117: 259-268.
- Uhligh, G. 1984 . Progress in mass cultivation of harpacticoid copepods for marine purposes. In Rosenthal, H. & S. Sarig (Ed), *Research on Aquaculture Special Publication No. 8*, European Mariculture Society, Bredene, Belgium: 261-273.
- Ustach, F. J. 1982. Algae, bacteria and detritus as food for the harpacticoid copepod, *Heteropsillus pseudonini* (Coul y Palmer). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 64: 203-14.
- van der Meeen, T. 1991. Selective feeding and prediction of food consumption in turbot larvae (*Scophthalmus maximus* L) reared on the rotifer *Brachionus plicatilis* and natural zooplankton. *Aquaculture*, 93: 35-55.
- Vanden Berge, W. y Bergmans, M. 1981. Differential food preferences in three co-occurring species of *Tisbe* (Copepoda : Harpacticoida). *Marine Ecology Progress Series*, 4: 213-219.

Velez, 2002 <http://www.aqua.sur.cl/conferencias/Antonio%20Velez.ppt>.

Vidal, J. 1980. Physioecology of zooplankton: I. Effects of phytoplankton concentration, temperature and body size on the growth rate of *Calanus pacificus* and *Pseudocalanus* sp Marine Biology, 56: 111-134.

Volk, E. C., Wissmar, R. C., Simenstad, C. A. and Eggers, D. M. 1984. Relationship between otolith microstructure and the growth of juvenile chum salmon (*Oncorhynchus keta*) under different prey rations. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science. 41: 126-133.

von Herbing, H. y Gallagher, S. 2000. Foraging behavior in early Atlantic cod larvae *Gadhus morhua* feeding on a protozoan *Balanion* sp and a copepod nauplius *Pseudodiaptomus* sp Marine Biology. 136: 591-602.

Voss, A., Reinhart, M., Sankarappa, S. and Sprecher, H. 1991. The metabolism of 7, 10, 13, 16, 19-docosapentaenoic acid to 4, 7, 10, 13, 16, 19-docosahexaenoic acid in rat liver is independent of a 4-desaturase. Journal of Biology and Chemistry. 266 : 19995-20000.

Whyte, J. N. C., Clarke, W. C., Ginther, N. G., Jensen, J. O. T. and Townsend, L. D. 1994. Influence of composition of *Brachionus plicatilis* and *Artemia* on growth of larval sablefish *Anoplopoma fimbria* Pallas. Aquaculture. 119: 47-61.

- Williams, T. D. y Jones, M. B. 1994. Effects of temperature and food quantity on postembryonic development of *Tisbe battagliai* (Copepoda: Harpacticoida). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 183: 283-298.
- Williams, T. D. y Jones M. B. 1999. Effect of temperature and food quantity on the reproduction of *Tisbe battagliai* (Copepoda:Harpacticoida). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 236: 273-290.
- Williamson, C. E. 1991. Copepoda. In: *Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates*. Pag. 787- 823.
- Wen Y.-L., Zhang, X. K., Van Baalen, C. y Arnold, C. R. 1985. Feeding and reproductive of the harpacticoid *Tisbe carolinensis* (Copepoda: crustacea) in four algal cultures. *Marine Ecology: Progress Series*, 24: 273-279.
- Zar, J. H. 1999. *Bioestatistical Analysis*. Prentice-Hall, New Jersey, 663 pp.
- Zurlini, G., Ferrari, I. y Nassogne, A. 1978. Reproduction and growth of *Euterpina acutifrons* (Copepoda: Harpacticoida) under experimental conditions. *Marine Biology*, 46: 59-64.

11. ANEXOS.

11.1 Anexo 1.- Composición proximal y contenido de HUFA en *T. monozota* y *Artemia*

| Parámetros | Organismos | | |
|-----------------------|--------------------|-------------------------------|------------------------------------|
| | <i>T. monozota</i> | <i>Artemia</i> no enriquecida | <i>Artemia</i> enriquecida (Seleo) |
| Humedad (%) | 90,03±0.04 | 79,94±0.3 | 89,1±0.05 |
| Proteína (%) | 65,73±0.25 | 56,58±0.7 | 57,8±0.4 |
| Lípidos (%) | 7,35±0.02 | 17,47±0.1 | 20,36±0.1 |
| EPA 20:5n3 (mg/g wt)* | 1.3 | 3.4 | 5.5 |
| DHA 22:6n3 (mg/g wt)* | 7 | 0 | 0.7 |
| EPA +DHA +22:5n3* | 8.4 | 3.4 | 6.5 |

Fuente: Puello-Cruz *et al.*, (2004b).

*EPA (siglas en inglés) 20:5n3 : ácido eicosapentanoico

*DHA (siglas en inglés) 22:6n;3: ácido docosahexaenoico.

*22:5n3:ácido dosapentanoico.

11.2 Anexo 2. Costos de infraestructura y costos de operación para un cultivo de copépodos sin cepario, con la compra de hembras grávidas a distinto tiempo a tres fecundidades y dos densidades de siembra.

2.1 costos de infraestructura.

| Insumos | Fecundidad 422.55 cop. X hembra | | | Fecundidad 300 cop. X hembra | | | Fecundidad 600 cop. X hembra | | | | | |
|--|---------------------------------|---------------|---------------------|------------------------------|---------------------|---------------|------------------------------|---------------------------|---------------------|---------------|---------------------|---------------------------|
| | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total |
| tanques 300 L | 1775 | 11 | 19525 | 41.61 | 1775 | 16 | 28400 | 39.12 | 1775 | 8 | 14200 | 38.95 |
| Agua y sistemas tubería (PVC, conectores, valvulas, etc) | 4302.25 | 1 | 4302.25 | 9.17 | 3787.89 | 1 | 3787.89 | 5.22 | 2834.605 | 1 | 2834.605 | 7.77 |
| Equipo de laboratorio y medición | 17122.5 | 1 | 17122.5 | 36.49 | 33691.45 | 1 | 33691.45 | 46.41 | 15642.525 | 1 | 15642.525 | 42.90 |
| Materiales y Herramientas | 5972.95 | 1 | 5972.95 | 12.73 | 6715.25 | 1 | 6715.25 | 9.25 | 3783.6 | 1 | 3783.6 | 10.38 |
| Subtotal | | | 46922.7 | 100 | | | 72594.59 | 100 | | | 36460.73 | 100 |

2.1 costos de infraestructura (continuación)

| Insumos | Densidad de siembra de 3000 hembras x tanques | | | | Densidad de siembra de 5000 hembras x tanque | | | |
|--|---|---------------|---------------------|---------------------------|--|---------------|---------------------|---------------------------|
| | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total |
| tanques 300 L. | 1775 | 3 | 5325 | 21.91 | 1775 | 2 | 3550 | 16.90 |
| Agua y sistemas tubería (PVC, conectores, valvulas, etc) | 2027.415 | 1 | 2027.415 | 8.34 | 1384.56 | 1 | 1384.56 | 6.59 |
| Equipo de laboratorio y medición | 14463.775 | 1 | 14463.775 | 59.51 | 14001.475 | 1 | 14001.475 | 66.66 |
| Materiales y Herramientas | 2489.75 | 1 | 2489.75 | 10.24 | 2069.75 | 1 | 2069.75 | 9.85 |
| Subtotal | | | 24305.94 | 100 | | | 21005.78 | 100 |

2.2 costos de operación

| Insumos | Fecundidad 422.55 cop. X hembra | | | Fecundidad 300 cop. X hembra | | | Fecundidad 600 cop. X hembra | | |
|--------------------------------|---------------------------------|------------------|-----------------------------|------------------------------|------------------|-----------------------------|------------------------------|-----------------|-----------------------------|
| | Tiempo (hr) | Subtotal (\$) | % costos de operación total | Tiempo (hr) | Subtotal (\$) | % costos de operación total | Tiempo (hr) | Subtotal (\$) | % costos de operación total |
| Luz y Agua | | 100.00 | 0.09 | | 54.54 | 0.05 | | 72.27 | 0.09 |
| Alimento (microalga congelada) | | 75.90 | 0.07 | | 172.50 | 0.15 | | 40.13 | 0.05 |
| Stock (Hembras) | 34.68 | 94875.00 | 84.77 | | 138000.00 | 123.30 | | 69000.00 | 84.53 |
| Mano de obra | | 1460.37 | 1.30 | 50.25 | 2116.03 | 1.89 | 31.18 | 1312.99 | 1.61 |
| Otros insumos | | 8.00 | 0.01 | | 8.00 | 0.01 | | | 0.00 |
| Mantenimiento | | 4834.39 | 4.32 | | 7017.55 | 6.27 | | 3521.67 | 4.31 |
| Imprevistos | | 10152.21 | 9.07 | | 14736.86 | 13.17 | | 7395.51 | 9.06 |
| Depreciación | | 417.53 | 0.37 | | 566.28 | 0.51 | | 289.79 | 0.35 |
| TOTAL | | 111923.40 | 100.00 | | 162671.76 | 145.34 | | 81632.35 | 100 |

2.2 costos de operación (continuación).

| Insumos | Densidad de siembra de 3000 hembras x tanque | | | Densidad de siembra de 5000 hembras x tanque | | |
|--------------------------------|--|-----------------|-----------------------------|--|------------------|-----------------------------|
| | Tiempo (hr) | Subtotal (\$) | % costos de operación total | Tiempo (hr) | Subtotal (\$) | % costos de operación total |
| Luz y Agua | | 27.27 | 0.03 | | 18.18 | 0.02 |
| Alimento (microalga congelada) | | 48.58 | 0.05 | | 62.30 | 0.06 |
| Stock (Hembras) | | 77625.00 | 84.81 | | 86250.00 | 84.97 |
| Mano de obra | 31.58 | 1334.04 | 1.46 | 28.58 | 1203.50 | 1.19 |
| Otros insumos | | 8.00 | 0.01 | | 8.00 | 0.01 |
| Mantenimiento | | 3960.57 | 4.33 | | 4385.52 | 4.32 |
| Imprevistos | | 8317.19 | 9.09 | | 9209.59 | 9.07 |
| Depreciación | | 206.04 | 0.23 | | 372.50 | 0.37 |
| TOTAL | | 91526.69 | 100.00 | | 101509.59 | 100.00 |

11.3 Anexo 3. Costos de infraestructura y costos de operación para un cultivo de copépodos con ceparío, con la compra de hembras grávidas a distinto tiempo a tres fecundidades y dos densidades de siembra.

3.1 costos de infraestructura

| Insumos | Fecundidad 422.55 cop. X hembra | | | Fecundidad 300 cop. X hembra | | | Fecundidad 600 cop. X hembra | | | | | |
|--|---------------------------------|---------------|---------------------|------------------------------|---------------------|---------------|------------------------------|---------------------------|---------------------|---------------|---------------------|---------------------------|
| | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total |
| tanques 300 L | 1775 | 11 | 19525 | 23.92 | 1775 | 16 | 28400 | 26.47 | 1775 | 8 | 14200 | 19.95 |
| Ceparío | 34708 | 1 | 34708 | 42.52 | 34708 | 1 | 34708 | 32.35 | 34708 | 1 | 34708 | 48.77 |
| Agua y sistemas tubería (PVC, conectores, valvulas, etc) | 4302.25 | 1 | 4302.25 | 5.27 | 3787.89 | 1 | 3787.89 | 3.53 | 2834.605 | 1 | 2834.605 | 3.98 |
| Equipo de laboratorio y medición | 17122.5 | 1 | 17122.5 | 20.98 | 33691.45 | 1 | 33691.45 | 31.40 | 15642.525 | 1 | 15642.525 | 21.98 |
| Materiales y Herramientas | 5972.95 | 1 | 5972.95 | 7.32 | 6715.25 | 1 | 6715.25 | 6.26 | 3783.6 | 1 | 3783.6 | 5.32 |
| Subtotal | | | 81630.7 | 100 | | | 107302.6 | 100 | | | 71168.73 | 100 |

3.1 costos de infraestructura (continuación).

| | Densidad de siembra de 3000 hembras x tanque | | | | Densidad de siembra de 5000 hembras x tanque | | | |
|--|--|---------------|---------------------|---------------------------|--|---------------|---------------------|---------------------------|
| | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total |
| Insumos | | | | | | | | |
| tanques 300 L | 1775 | 3 | 5325 | 9.02 | 1775 | 2 | 3550 | 6.37 |
| Cepario | 34708 | 1 | 34708 | 58.81 | 34708 | 1 | 34708 | 62.30 |
| Agua y sistemas tuberia (PVC, conectores, valvulas, etc) | 2027.415 | 1 | 2027.415 | 3.44 | 1384.555 | 1 | 1384.555 | 2.49 |
| Equipo de laboratorio y medición | 14463.775 | 1 | 14463.775 | 24.51 | 14001.475 | 1 | 14001.475 | 25.13 |
| Materiales y Herramientas | 2489.75 | 1 | 2489.75 | 4.22 | 2069.75 | 1 | 2069.75 | 3.71 |
| Subtotal | | | 59013.94 | 100 | | | 55713.78 | 100 |

3.2 costos de operación.

| Insumos | Fecundidad 422.55 cop. X hembra | | | Fecundidad 300 cop. X hembra | | | Fecundidad 600 cop. X hembra | | |
|--------------------------------|---------------------------------|------------------|-----------------------------|------------------------------|------------------|-----------------------------|------------------------------|-----------------|-----------------------------|
| | Tiempo (hr) | Subtotal (\$) | % costos de operación total | Tiempo (hr) | Subtotal (\$) | % costos de operación total | Tiempo (hr) | Subtotal (\$) | % costos de operación total |
| Luz y Agua | | 160.00 | 0.09 | | 54.54 | 0.03 | | 72.27 | 0.09 |
| Alimento (microalga congelada) | | 75.90 | 0.07 | | 172.50 | 0.11 | | 40.13 | 0.05 |
| Stock (Hembras) | | 94875.00 | 84.58 | | 138000.00 | 84.68 | | 69000.00 | 84.23 |
| Mano de obra | 38.68 | 1628.81 | 1.45 | 38.68 | 2295.00 | 1.41 | 35.18 | 1481.43 | 1.81 |
| Otros insumos | | 8.00 | 0.01 | | 8.00 | 0.005 | | 8.00 | 0.01 |
| Mantenimiento | | 4834.39 | 4.31 | | 7026.50 | 4.31 | | 3530.09 | 4.31 |
| Imprevistos | | 10152.21 | 9.05 | | 14755.65 | 9.05 | | 7413.19 | 9.05 |
| Depreciación | | 498.76 | 0.44 | | 648.47 | 0.40 | | 371.98 | 0.45 |
| TOTAL | | 112173.07 | 100.00 | | 162960.66 | 100.00 | | 81917.09 | 100 |

3.2 costos de operación (continuación).

| Insumos | Densidad de siembra de 3000 hembras x tanque | | | Densidad de siembra de 5000 hembras x tanque | | |
|--------------------------------|--|-----------------|-----------------------------|--|-----------------|-----------------------------|
| | Tiempo (hr) | Subtotal (\$)) | % costos de operación total | Tiempo (hr) | Subtotal (\$)) | % costos de operación total |
| Luz y Agua | | 27.27 | 0.03 | | 18.18 | 0.02 |
| Alimento (microalga congelada) | | 48.58 | 0.05 | | 62.30 | 0.06 |
| Stock (Hembras) | | 77625.00 | 84.58 | | 86250.00 | 84.83 |
| Mano de obra | 35.68 | 1502.48 | 1.64 | 32.58 | 1371.94 | 1.35 |
| Otros insumos | | 8.00 | 0.01 | | 8.00 | 0.01 |
| Mantenimiento | | 3960.57 | 4.32 | | 4385.52 | 4.31 |
| Imprevistos | | 8317.19 | 9.06 | | 9209.59 | 9.06 |
| Depreciación | | 288.79 | 0.31 | | 372.50 | 0.37 |
| TOTAL | | 91777.88 | 100.00 | | 101678.03 | 100.00 |

11.4 Anexo 4. Costos de infraestructura y costos de operación para un cultivo de copépedos con cepario sin la compra de hembras grávidas.

4.1 costos de infraestructura.

| | Fecundidad 422.55 cop. X hembra | | | Fecundidad 300 cop. X hembra | | | Fecundidad 600 cop. X hembra | | | | | |
|--|---------------------------------|---------------|---------------------|------------------------------|---------------------|---------------|------------------------------|---------------------------|---------------------|---------------|---------------------|---------------------------|
| | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total |
| Insumos | | | | | | | | | | | | |
| tanques 300 L | 1775 | 11 | 19525 | 23.92 | 1775 | 16 | 28400 | 26.47 | 1775 | 8 | 14200 | 19.95 |
| Cepario | 34708 | 1 | 34708 | 42.52 | 34708 | 1 | 34708 | 32.35 | 34708 | 1 | 34708 | 48.77 |
| Agua y sistemas tubería (PVC, conectores, valvulas, etc) | 4302.25 | 1 | 4302.25 | 5.27 | 3787.89 | 1 | 3787.89 | 3.53 | 2834.605 | 1 | 2834.605 | 3.98 |
| Equipo de laboratorio y medición | 17122.5 | 1 | 17122.5 | 20.98 | 33691.45 | 1 | 33691.45 | 31.40 | 15642.525 | 1 | 15642.525 | 21.98 |
| Materiales y Herramientas | 5972.95 | 1 | 5972.95 | 7.32 | 6715.25 | 1 | 6715.25 | 6.26 | 3783.6 | 1 | 3783.6 | 5.32 |
| Subtotal | | | 81630.7 | 100 | | | 107302.6 | 100 | | | 71168.73 | 100 |

4.1 costos de infraestructura (continuación).

| | Densidad de siembra de 3000 hembras x tanques | | | | Densidad de siembra de 5000 hembras x tanque | | | |
|--|---|---------------|---------------------|---------------------------|--|---------------|---------------------|---------------------------|
| | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total | costo unitario (\$) | # de unidades | Costos totales (\$) | % costos de capital total |
| Insumos | | | | | | | | |
| Tanques 300 L | 1775 | 3 | 5325 | 9.02 | 1775 | 2 | 3550 | 6.37 |
| Cepario | 34708 | 1 | 34708 | 58.81 | 34708 | 1 | 34708 | 62.50 |
| Agua y sistemas tubería (PVC, conectores, valvulas, etc) | 2027.415 | 1 | 2027.415 | 3.44 | 1384.555 | 1 | 1384.555 | 2.49 |
| Equipo de laboratorio y medición | 14463.775 | 1 | 14463.775 | 24.51 | 14001.475 | 1 | 14001.475 | 25.13 |
| Materiales y Herramientas | 2489.75 | 1 | 2489.75 | 4.22 | 2069.75 | 1 | 2069.75 | 3.71 |
| Subtotal | | | 59013.94 | 100 | | | 55713.78 | 100 |

4.2 costos de operación

| Insumos | Fecundidad 422.55 cop. X hembra | | | Fecundidad 300 cop. X hembra | | | Fecundidad 600 cop. X hembra | | |
|--------------------------------|---------------------------------|---------------|-----------------------------|------------------------------|---------------|-----------------------------|------------------------------|---------------|-----------------------------|
| | Tiempo (hr) | Subtotal (\$) | % costos de operación total | Tiempo (hr) | Subtotal (\$) | % costos de operación total | Tiempo (hr) | Subtotal (\$) | % costos de operación total |
| Luz y Agua | | 100.00 | 3.26 | | 54.34 | 1.28 | | 72.27 | 2.82 |
| Alimento (microalga congelada) | | 75.90 | 2.47 | | 172.50 | 4.05 | | 40.13 | 1.56 |
| Mano de obra | 38.68 | 1628.81 | 53.11 | 38.68 | 2295.00 | 53.86 | 35.18 | 1481.43 | 57.71 |
| Otros insumos | | 8.00 | 0.26 | | 8.00 | 0.188 | | 8.00 | 0.31 |
| Mantenimiento | | 90.64 | 2.96 | | 126.50 | 2.97 | | 80.09 | 3.12 |
| Imprevistos | | 664.71 | 21.67 | | 955.65 | 22.43 | | 513.19 | 19.99 |
| Depreciación | | 498.76 | 16.26 | | 648.47 | 15.22 | | 371.98 | 14.49 |
| TOTAL | | 3066.82 | 100.00 | | 4260.66 | 100.00 | | 2567.09 | 100 |

4.2 costos de operación (continuación).

| Insumos | Densidad de siembra de 3000 hembras x tanque | | | Densidad de siembra de 5000 hembras x tanque | | |
|--------------------------------|--|----------------|-----------------------------|--|----------------|-----------------------------|
| | Tiempo (hr) | Subtotal (\$) | % costos de operación total | Tiempo (hr) | Subtotal (\$) | % costos de operación total |
| Luz y Agua | | 27.27 | 1.09 | | 18.18 | 0.73 |
| Alimento (microalga congelada) | | 48.58 | 1.94 | | 62.30 | 2.50 |
| Mano de obra | 35.68 | 1502.48 | 59.88 | 32.58 | 1371.94 | 55.09 |
| Otros insumos | | 8.00 | 0.32 | | 8.00 | 0.32 |
| Mantenimiento | | 79.32 | 3.16 | | 73.02 | 2.93 |
| Imprevistos | | 554.69 | 22.11 | | 584.59 | 23.47 |
| Depreciación | | 288.79 | 11.51 | | 372.50 | 14.96 |
| TOTAL | | 2509.13 | 100.00 | | 2490.53 | 100.00 |