

ESCUELA AGRICOLA PANAMERICANA
DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA

POLICULTIVO DE CAMARON (*Penaeus vannamei*)
Y TILAPIA (*Oreochromis niloticus*)
EN PILAS DE CONCRETO

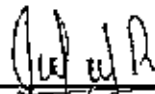
Tesis presentada como requisito parcial para optar al
título de Ingeniero Agrónomo en el grado
académico de licenciatura

por

MARCO VINICIO URDIALES REINOSO

Honduras, Abril, 1996.

El autor concede a la Escuela Agrícola Panamericana permiso para reproducir y distribuir copias de este trabajo para fines educativos. Para otras personas físicas o jurídicas se reservan los derechos de autor.



Margo Vinicio Urdiales Reinoso

Zamorano, Honduras, 22 de Abril de 1996.

ENTREGA TODO EN MANOS DEL TIEMPO, AGUDIZA
TUS SENTIDOS, CAMINA SEGURO Y DE FRENTE
ESCUCHANDO LA ORIENTACION DE LA EXPERIENCIA,
PORQUE CRUZANDO LOS OBSTACULOS Y VENCIENTOS
VERAS RECOMPENSADO EL SACRIFICIO Y ESFUERZO
DE UN TRABAJO ARDUO Y DURO.

DEDICATORIA

A DIOS, mi mejor amigo. Por permitirme ser lo que ahora soy y el vislumbrar de un nuevo camino.

A Fausto Urdiales G. y Gloria Reinoso M., mis padres y amigos. Por todos sus sacrificios para la culminación de mi carrera, por su abnegado esfuerzo, amor y comprensión.

A mis hermanas, Jeanneth Alexandra y María Gabriela por la confianza ante un nuevo reto, por su cariño y apoyo.

A Mercedes Reinoso y Carmen Reinoso por animarme a finalizar mi carrera, por su cariño e incondicional ayuda brindada a mis hermanas y a mí. Gracias.

A todos ellos *GRACIAS* por contribuir en mi formación profesional.

AGRADECIMIENTO

A toda mi familia por la confianza depositada en mí, por su apoyo y ánimo para la culminación de mis estudios.

Al Dr. Daniel Meyer por el tiempo invertido y las facilidades prestadas para la realización de este trabajo.

Al Ing. Carlos Aceituno, por su amistad, paciencia y dedicación en el desarrollo de esta investigación.

A la Lcda. Rita Palomino y Kathya Iturbide por su amistad, participación y cooperación en la toma de datos y análisis de laboratorio en este ensayo.

Al personal administrativo del Departamento de Zootecnia y Ciencias Básicas especialmente a Juanita y a Silvia por su ayuda en la redacción de este material.

Al personal del Proyecto de Acuicultura: Agr. Vivian Quan, Rosa Guillén, Jorge Degrandes y Carlos Cruz por su colaboración en el experimento.

A Doña Suyapa de Hernández y a Don Hernán por brindarme su cariño y ayuda durante mi permanencia en Honduras.

A mis amigos (as) de lucha Jorge P., Javier P., Diego Y., Luis S., Hugo S., Gerardo R., Johnson Z., María Isabel M., Mónica B., María Emilia C., Rosa E., Tania D., Teresa P., por las largas noches de vela, por los buenos y malos momentos y por el mutuo apoyo hasta la culminación de esta meta.

A mis amigos de la Ozono'96: Eduardo A., Marcelo B., Hemersón S., Castelo J., Franciso P., Pablo S., Geovanni S., Marcelo E., Estalín S., Emers C., Roberto T., especialmente a Edison Jerez por su colaboración en los muestreos del ensayo.

A Mádolín Ramos por su amistad, confianza y cariño.

A Gonzalo Troya, Carlos Ton y David Castillo que aunque no estuvieron conmigo siempre me apoyaron en la realización de esta nueva meta

A todas aquellas personas que de una u otra forma contribuyeron para la finalización de esta investigación.

RESUMEN

Una alternativa para incrementar la rentabilidad del cultivo de camarones es combinarlo con tilapia en policultivo. El objetivo de la presente investigación fue observar el crecimiento y sobrevivencia del camarón en policultivo con tilapia en agua salobre y estática bajo condiciones de El Zamorano, Honduras. El estudio se realizó en 12 pilas de concreto con capacidad de 6.0 m³ de agua cada uno. Los tratamientos consistieron de un monocultivo de camarón y 2 policultivos de camarón con densidades de 2 y 4 tilapias/m². Hubieron 4 replicas por tratamiento con un diseño completamente al azar. La densidad de siembra de camarón en todas las pilas fue de 17/m². Se hizo uso de un sustrato (grava y conchas de ostras) en todas las pila. Durante el ensayo se mantuvo una salinidad promedio de 7 ppt. Ambas especies fueron alimentadas con una dieta peletizada para camarón (30% de proteína) durante 100 días. La cantidad diaria de la dieta se calculó en base a la biomasa de cada pila. Se realizaron muestreos periódicos a los 16, 38, 65 días capturando una muestra de 10% de la población de cada especie. A los 100 días de cultivo el camarón presentó un mayor porcentaje de sobrevivencia en monocultivo (35%) que en policultivo con 2 o 4 peces/m² (15.6% y 15.9%, respectivamente) ($P < 0.05$). El policultivo de camarón con tilapia resultó ser 5 veces más productivo que el monocultivo de camarón. La biomasa final de camarones fue superior en el monocultivo (1298.5 gr/pila) que en el policultivo con 2 y 4 peces/m² (574.2 gr/pila y 564.9 gr/pila, resp.). En este estudio la concentración final de clorofila "a" estuvo relacionada positivamente ($r^2 = 0.67$) con el número de peces sembrados en cada tratamiento. Al aumentar la densidad de tilapia incrementaba la cantidad de clorofila "a". No se detectó variación entre los tratamientos ($P < 0.05$) en cuanto la temperatura, el oxígeno, el total amonio nitrógeno (TAN) y el pH promedios finales. En este estudio la tilapia afectó negativamente la sobrevivencia del camarón e influyó positivamente en la concentración final de clorofila "a". El policultivo, a diferencia del monocultivo, ayudó a obtener una mayor biomasa total final por pila. El policultivo de camarones con tilapia aumentó notablemente la producción total pero hubo una interacción negativa importante entre las 2 especies.

TABLA DE CONTENIDO

Portadilla.....	i
Derechos de autor.....	ii
Página de firmas.....	iii
Dedicatoria.....	iv
Agradecimientos.....	v
Resumen.....	vi
Tabla de contenido.....	vii
Índice de cuadros.....	viii
Índice de figuras.....	ix
Índice de anexos.....	x
1. INTRODUCCION.....	1
2. REVISION DE LITERATURA.....	3
2.1. Cultivo de <i>Penaeus vannamei</i>	3
2.1.1 Nivel alimenticio.....	4
2.1.2 Salinidad.....	5
2.1.3 Temperatura.....	5
2.1.4 pH.....	6
2.1.5 Síndrome de Taura.....	6
2.1.6 Enfermedades virales.....	8
2.1.6.1 <i>Baculovirus penaei</i> (BP).....	8
2.1.6.2 Parvovirus.....	8
2.1.7 Enfermedades bacteriales.....	9
2.1.7.1 <i>Hepatopancreulitis necrotizante</i> (HP).....	9
2.1.7.2 Vibriosis luminicente.....	9
2.1.8 Parásitos protozoarios.....	9
2.1.8.1 Infestación protozoica.....	9
2.1.8.2 Gregarinas.....	10
2.2. Cultivo de Tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>).....	10
2.2.1 Nivel alimenticio.....	10
2.2.2 Sistemas de policultivo.....	11
2.2.3 Adaptación a salinidad.....	12
2.2.4 Inversión sexual.....	13
2.2.5 Calidad de agua.....	14

3. MATERIALES Y METODOS.....	16
3.1 Localización.....	16
3.2. Especies utilizadas.....	16
3.3. Pilas.....	16
3.4. Siembra.....	16
3.5. Agua salina.....	17
3.6. Salinidad.....	17
3.7 Alimentación.....	17
3.8. Biofiltro.....	18
3.9. Sustrato.....	18
3.10. Temperatura y disolución de oxígeno.....	18
3.11. pH y amonio.....	18
3.12. Análisis de clorofila a.....	18
3.13. Turbidez.....	19
3.14. Análisis de laboratorio.....	19
3.15. Análisis sintomatológico de enfermedades del camarón.....	19
3.16. Diseño experimental.....	19
4. RESULTADOS Y DISCUSION.....	20
4.1. Producción de camarones y peces.....	20
4.1.1. Supervivencia y densidad.....	21
4.1.2. Ganancia neta y biomasa.....	22
4.2. Calidad del agua.....	26
4.3. Sintomatología de las enfermedades en camarón.....	31
5. CONCLUSIONES.....	33
6. RECOMENDACIONES.....	34
7. BIBLIOGRAFIA.....	35
8. ANEXOS.....	40

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Porcentaje de sobrevivencia del camarón en monocultivo y porcentaje de sobrevivencia del policultivo de camarón con 2 tilapias y del camarón con 4 tilapias en pilas de concreto a los 100 días de cultivo.....	21
Figura 2. Crecimiento promedio del camarón (<i>Penaeus vannamei</i>) en monocultivo y policultivo con 2 y 4 peces/m ² durante los 100 días del cultivo.....	24
Figura 3. Ganancia de peso promedio del camarón en monocultivo y policultivo con 2 y 4 peces/m ² durante los 100 días de cultivo.....	24
Figura 4. Crecimiento promedio de las dos densidades de tilapia (<i>O. niloticus</i>) (2 y 4/m ²) en policultivo con camarón durante los 100 días de cultivo.....	25
Figura 5. Ganancia de peso promedio de las dos densidades de tilapia (2 y 4/m ²) en policultivo con camarón durante los 100 días de cultivo.....	25
Figura 6. Penetración de luz promedio final del monocultivo de camarones y el policultivo de camarones con tilapia durante los 100 días del cultivo.	27
Figura 7. Relación entre las 3 densidades de siembra de peces (0,2 y 4/m ²) y concentración de clorofila "a" en el agua de las pilas de concreto a los 100 días de cultivo.....	27
Figura 8. Concentración máxima, mínima y media de oxígeno disuelto en el agua de 12 pilas de concreto sembradas en monocultivo de camarones (A) y policultivo de camarones con peces (B: 2 peces/m ² y C: 4 peces/m ²) (agosto-diciembre).....	30
Figura 9. Temperatura promedio máxima, mínima y media del agua de 12 pilas de concreto sembradas con camarones en monocultivo y camarones con 2 y 4 peces/m ² durante los 100 días de cultivo.....	30

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Análisis proximal del alimento de camarón usado en el monocultivo de camarón y policultivo de camarón con tilapia.....	12
Cuadro 2. Resultado de los promedios de las sobrevivencias, ganancia de peso neto, densidad, número total de individuos y peso total neto a los 100 días del ensayo.....	21
Cuadro 3. Resultados del número total de peces machos y hembras en el policultivo de camarones con 2 peces/m ² (B) y camarones con 4 peces/m ² (C) a los 100 días del ensayo.....	23
Cuadro 4. Promedios de los parámetros de calidad de agua tomados durante los 100 días que duró el ensayo.....	26

1. INTRODUCCION

El constante aumento de la población mundial y la creciente demanda de los alimentos es uno de los problemas más críticos que actualmente enfrenta la humanidad. Por tal razón, hay un fuerte interés hacia la búsqueda de nuevas fuentes alimenticias, destacándose entre ellas, los recursos biológicos marinos (Colón, 1989; citado por Talavera 1991, en el Simposio Centro Americano sobre el camarón cultivado). En la actualidad el cultivo del camarón se ha convertido en una industria muy importante a nivel mundial, especialmente en Latino América, generando divisas y proveyendo fuentes de trabajo (Rodríguez et al., 1991).

El desarrollo del cultivo comercial del camarón en Honduras inició a partir de 1983 en áreas alrededor de varios esteros que desembocan en el Golfo de Fonseca en el sur del país (Meyer, 1994). El golfo es un sistema semi-cerrado (Amaya, 1991). Los esteros presentan una serie de fluctuaciones estacionales marcadas de varios parámetros de la calidad de agua, como son: temperatura, salinidad y concentración de nutrientes en el agua (Teichert-Coddington et al., 1995).

En Honduras la especie de camarón de preferencia para cultivar es *Penaeus vannamei* (camarón blanco). *P. vannamei* presenta buenos índices de crecimiento durante la estación lluviosa del año (Williams et al., 1991). Durante la estación seca la producción del camarón blanco se ve reducida en casi un 2.5 veces debido, probablemente, a factores que afectan la calidad de agua (Teichert - Coddington et al., 1995).

La estación seca en Honduras comprende los meses de diciembre a abril. El período lluvioso comprende los meses de mayo a noviembre. El promedio total anual de la precipitación en el sur de Honduras es aproximadamente de 1500 mm. La precipitación se concentra en los períodos de mayo a junio y de septiembre a octubre (Meyer, 1994).

La época seca del año se caracteriza por una rápida evaporación y niveles elevados de salinidad de las aguas en los esteros del Golfo de Fonseca. La producción se reduce por un mayor porcentaje de mortandad y un lento crecimiento de los camarones (Pretto, 1994).

El Síndrome de Taura apareció en 1992 en las costas de la provincia del Guayas, Ecuador. Fue detectado a mediados de 1994 en el Golfo de Fonseca, Honduras. Ha provocado pérdidas económicas importantes en los camaroneros a causa de las elevadas mortalidades de los crustáceos. Las camaroneras están buscando nuevas especies o sistemas de cultivos alternativos para mejorar la rentabilidad de sus operaciones.

Actualmente en Honduras los camaroneros están diversificando su producción con la siembra combinada de tilapia (*Oreochromis niloticus*) y camarón blanco (*Penaeus*

vannamei) como una nueva estrategia. Según Bardach et al., (1990), la tilapia esta firmemente establecida como una de las especies acuícolas más importantes del mundo. La implementación de policultivos en los estanques hace que la producción sea menos sensitiva a perturbaciones económicas ayudando a reducir el riesgo de la producción (Green, 1995).

La producción de tilapia cultivada en Honduras fue en 1985 de 35 toneladas métricas, alcanzando para 1991 producciones de más de 119 toneladas (FAO, 1991). El principal mercado de exportación para los productos hondureños son los Estados Unidos (Cohen, s.f).

La tilapia es una especie eurohalina que puede adaptarse a diferentes rangos de salinidad. Puede ser cultivada en aguas salobres y dulces, sin afectar su normal crecimiento.

La tilapia se alimenta del fitoplancton en la capa superficial del agua en el estanque. Los camarones viven y comen en los sedimentos del fondo del estanque. Esto excluye la competencia entre ambas especies.

La tilapia nilótica reproducida en el Zamorano ha mostrado una mejor adaptación a condiciones salobres durante la época lluviosa. Esto permite su cultivo con camarón de agua salada sin incurrir en excesivas mortalidades durante esa época (Aceituno, 1995).

La diversificación de la producción permitirá reducir riesgos y abaratar los costos. La implementación de un sistema de cultivo mixto entre camarón y tilapia (*O. niloticus*) ayudará a amortiguar los efectos de los precios en el mercado, sin incurrir en un aumento notable de costos.

El objetivo del presente estudio fue observar el crecimiento y sobrevivencia del camarón (*Penaeus vannamei*) en policultivo con la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) en agua salobre y estática en pilas de concreto bajo condiciones del Zamorano.

II. REVISION DE LITERATURA.

Camarones de mar de diferentes especies se encuentran distribuidas alrededor del mundo (Rodríguez et al.⁽²⁾, 1991), cultivándose comercialmente en más de 40 países (Villalón, 1991). Los camarones marinos de importancia económica en Latinoamérica pertenecen a la Clase Crustácea, Orden Decápoda, Suborden Natantia y Género Pennaeus. Ochenta especies de este género de camarón son cultivados a nivel comercial (Santos, 1992), convirtiéndose en uno de los productos marinos de mayor demanda en los últimos años.

2.1 Cultivo de *Pennaeus vannamei*.

En Latinoamérica *P. vannamei* es quizá la especie más importante a nivel comercial. Su desarrollo larvario comprende tres etapas: nauplios, zoea y mysis, las cuales tienen una duración de 2 a 3 semanas dependiendo de las condiciones ecológicas. Al entrar en estado larvario se desarrollan rápidamente en los esteros donde tienen mayor disponibilidad de alimento y las salinidades son menores (Pretto, 1994).

El desarrollo y distribución de esta especie en los esteros depende de factores como: la temperatura del agua, salinidad, turbidez y el alimento disponible. A medida que el camarón se desarrolla, realiza varias mudas haciéndose vulnerable a cambios bruscos de los factores ambientales (Pretto, 1994). En periodos de lluvia cuando hay una dilución de las aguas estuarias, los camarones alcanzan mayores tamaño y sobrevivencias en cultivos comerciales, resultando en mejores cosechas (Meyer et. al., 1993).

Entre las principales razones por las que *P. vannamei* es cultivado comercialmente son por su tolerancia a altas densidades, resistencia a condiciones ambientales desfavorables, requerimientos de dietas con bajos niveles de proteína dietética (20-25%), una alta sobrevivencia en los estanques y gran demanda en el mercado internacional (Rodríguez, et. al.⁽²⁾, 1991; Pretto, 1994). Su principal limitante es la dificultad de lograr su reproducción y desove en cautiverio (Pretto, 1994; Villalón, 1991).

En Latinoamérica la producción de camarón cultivado se puede realizar a un nivel extensivo, semi-intensivo o en forma intensiva. Según Mendola (1989), un sistema extensivo se caracteriza por las bajas densidades de siembra, la utilización de larvas naturales, e intercambios de agua diario que oscilan entre 0% y 5%. No se emplea una alimentación suplementaria por lo que para proveer de alimento natural (plancton) se realizan fertilizaciones con productos orgánicos, inorgánicos o aplicando residuos de cosecha (Tuñón, 1991). La producción promedio oscila entre 100-500 lbs/ha/año (Mendola, 1989) en cultivos extensivos.

El cultivo semi-intensiva de camarones es la más popular en Centro y Sur América (Meyer, 1994; Pretto, 1994; Teichert-Coddington, 1995; Cohen, s.f.). Se caracteriza por utilizar raciones balanceadas de alimento con distintos niveles de proteína que varían según el crecimiento del camarón (25%, 30%, 35% de proteína) (Tuñón, 1991). Las densidades de siembra oscilan de 8 a 15 camarones/m². La producción semi-intensiva hace uso de fertilizantes químicos (Tuñón, 1991; Meyer et al, 1993), renovaciones diarias de agua en un 3 a 15% del volumen del estanque (Meyer, 1994). La cantidad de recambio depende del número de lagunas de la línea camaronesa, la capacidad de cada laguna y del empleo de larvas de camarón ya sea de medio natural o de laboratorio (Villalón, 1991). Los intercambios de agua pueden ser usados para mitigar los efectos eutroficantes del balanceado o para controlar los niveles de oxígeno presentes en las lagunas (Brune y Drapcho, 1991; citado por Hopkins et al., 1993). En el sistema semi-intensivo los rendimientos promedios oscilan entre 400 a 1200 lbs/ha/cosecha (OLDEPESCA, 1991).

El cultivo intensivo de camarones en los países latinoamericanos no es muy practicado por los altos costos y tecnificación que ello involucra. Los Peneidos dependen de una dieta alta en energía con una adecuada cantidad de carbohidratos y lípidos, y de niveles altos de proteína para satisfacer sus necesidades de mantenimiento y desarrollo (Bages & Sloane, 1981; Bautista, 1986; Hajira et al., 1988; citado por Hopkins et al., 1995). La producción en forma intensiva de camarón exige efectuar intercambios diarios de agua (50% a 60%) para reducir la acumulación de metabolitos tóxicos producto de los procesos metabólicos de los camarones y de la descomposición del alimento no consumido (Hopkins et al., 1993; Hopkins et al., 1995).

2.1.1 Nivel Alimenticio.

El camarón en estado natural aprovecha de todo lo disponible en el fondo como detritos, algas y microorganismos como alimento natural. Dependiendo de la etapa de desarrollo del camarón tendrá diferentes requerimientos nutritivos. Las etapas larvales son fitoplanctívoras y luego cambian a zooplanctívoras. Las post-larvas son bentónicas y los juveniles se alimentan de la vegetación acuática y mangle (Pretto, 1994).

Cuando son producidos en laboratorio, las mysis son alimentadas con *Artemia salina*, rotíferos y/o nemátodos cultivados (Meyer, s.f.). Las post-larvas en laboratorio son alimentadas con cultivos de algas y microorganismos plantónicos (Pretto, 1994). En estanques de producción comercial los peneidos son alimentados artificialmente con concentrado (pellets) sumergible (Amaya, 1991).

La cantidad de alimento ofrecido a los camarones es determinado como un porcentaje de su peso. Se estima que una parte del alimento no será consumido, pero, la descomposición de estos pellets en el fondo pueden contribuir al desarrollo de invertebrados tales como copepodos, nemátodos y protozoas (Villalón, 1991) importantes como alimentos naturales en la dieta del camarón.

Según el sistema de producción que se lleve a cabo las demandas en proteína dietética irán variando. En cultivos extensivos la alimentación es basada en la producción natural del estanque promovida por aplicaciones de fertilizantes (Leber et al., 1988; Hopkins et al., 1993; Preto, 1994). Los camarones en un sistema semi-intensivo se alimentan de la producción natural de organismos (Leber et al., 1988); y de alimentos suplementarios. Teichert-Coddington (1995) y Hopkins et al. (1995) encontraron que el uso de dietas con niveles bajos de proteína en el alimento y con densidades bajas de siembra, resultaron en aceptables niveles de producción e ICA's de 1.5:1. El cultivo intensivo de camarones exige el uso de alimentos balanceados costosos (Pullin et al., 1982).

2.1.2 Salinidad

La salinidad es definida como la concentración total de iones disueltos en el agua expresada en miligramos por litro (ppm) o gramos por litro (ppt). Los iones más importantes presentes en el agua de mar son: sodio, potasio, calcio, magnesio, cloro, sulfato y bicarbonato. Existen también en el agua de mar elementos trazas como: fósforo, nitrógeno inorgánico, magnesio, zinc, cobre y boro que forman parte de los sólidos disueltos y pueden ser importantes biológicamente en el desarrollo del plancton (Boyd, 1989).

El desarrollo normal del camarón se da en salinidades comprendidas entre 27 ppt y 32 ppt (Bardach, 1992). Para las larvas y post-larvas de *P. vannamei* las salinidades ideales oscilan entre 15 a 25 ppt (Boyd, 1989). En Centro América las estaciones del año provocan cambios notables en las salinidades de los esteros.

Las precipitaciones en la época lluviosa y los niveles bajos de evaporación producen la dilución de los iones de las aguas reduciendo el nivel de salinidad (Boyd, 1989; Williams et al., 1991; Meyer et al., 1993). Esta reducción en la salinidad favorece la producción de camarón (Meyer, 1994) e incrementa de igual forma la productividad natural de los estanques de agua salobre (Williams et al., 1991).

2.1.3 Temperatura.

Para el cultivo de *P. vannamei* la temperatura óptima recomendable esta entre 25 °C y 30°C La temperatura influye directamente sobre su metabolismo por ser el camarón un animal poiquiloterma (Preto, 1994). Las variaciones constantes de temperatura pueden provocar un estrés en el camarón (Villalón, 1991). Temperaturas inferiores a 25° causan una reducción en sus procesos metabólicos reduciendo su desarrollo (Preto, 1994; Hopher et al, 1989).

2.1.4 pH.

El pH es una medida de la concentración de iones de hidrógeno en el agua. El valor del pH indica la cantidad de acidez o condiciones básicas en el agua (Boyd, 1989).

Para el cultivo de camarón el rango óptimo del pH fluctúa de 7.2 a 8.2 (Pretto, 1994). La descomposición del material orgánico en el estanque provoca un aumento en la concentración de algunos compuestos como amoníaco y amonía. Ellos tienden a perjudicar a los camarones (Boyd, 1989; Pretto, 1994). Las oscilaciones normales del pH del agua están asociadas mayormente con la actividad metabólica del fitoplancton. En las horas de la mañana cuando incrementa el oxígeno disuelto del agua, incrementa el pH. Durante la noche, al aumentar la acumulación del dióxido de carbono, aumenta la concentración de protones y desciende el pH (Villalón, 1991).

Al momento de establecer una finca para el cultivo de camarón es necesario tomar en cuenta el tipo de suelo del lugar. Los suelos ácidos son derivados por sedimentos marinos o de esteros como resultado de la reducción bacteriana de sulfatos provenientes del agua marina. Estos sedimentos expuestos al aire acidifican severamente a causa de la oxidación de los sulfuros. Los suelos ácidos contienen también concentraciones elevadas de aluminio y hierro que son tóxicos a muchas plantas (Pretto, 1994).

La disolución de estos compuestos en el agua causa un bajón en el pH. El problema puede ser corregido encalando el medio para neutralizar la acidez (Hepher et al., 1989). Se recomienda utilizar de 0.5 a 1.5 toneladas/ha de cal hidratada (Pretto, 1994).

La alcalinidad está relacionada con la producción del estanque. La alcalinidad se refiere a la concentración de bicarbonatos y carbonatos (Hepher et al. 1989) en el agua. Normalmente el pH bajo esta relacionado con una baja alcalinidad y el agua tiene una mínima capacidad de amortiguar su pH. A menor alcalinidad en el agua, menor productividad tendrá el estanque (Schäperclaus, 1962; Hickling, 1962; citado por Hepher et al., 1989).

Los efectos severos por acidez extremo son: la muerte de camarones y peces por estrés, una baja respuesta a la fertilización, una baja productividad natural, un crecimiento pobre y erosión de los muros del estanque (Pretto, 1994).

2.1.5 Síndrome de Taura.

Uno de los mayores problemas por lo que la industria camaronera se encuentra atravesando es el incremento en enfermedades causadas por hongos, bacterias y virus. Ellos han causado una reducción en la sobrevivencia y en la producción provocando millonarias pérdidas económicas por parte de los camaroneros.

A finales de 1992 en Ecuador, en la provincia del Guayas se registraron altas mortalidades del camarón cultivado. El fenómeno fue poco usual por lo indefinido de la sintomatología que presentaban los peneidos. A este fenómeno se lo denominó en principio coma la

enfermedad de la *Colita Roja* y en la actualidad se le conoce como el Síndrome de Taura (Anchundia, 1993).

El Síndrome de Taura fue reconocido en 1992 (Brock et al., 1995) y su nombre lo toma por haber sido detectado en las piscinas de camarón localizadas en la zona de Taura, en el Golfo de Guayaquil, Ecuador (Jiménez, 1992; Rosenbery, 1993; Wigglesworth, 1994; Lightne et al., in press; citado por Brock et al., 1995). Desde su aparición este problema ha avanzado hacia la parte del sur del Ecuador afectando las zonas de la Provincia Azuay y el Oro.

Este fenómeno se caracteriza por atacar a los camarones Peneidos. El cuadro de sintomatología es diverso y muy distinto al presentado por las demás enfermedades (Brock et al., 1995, Yoong, 1994). Los síntomas que presentan los camarones afectados por el Síndrome de Taura, según Yoong (1994) son una inhibición del crecimiento, inhibición de mudas, letargo y sobrevivencias mínimas. Por otra parte Espinosa¹ (1995) reportó que los síntomas iniciales están dados por cambios en la coloración del exoesqueleto, necrosis y bandas pálidas paralelas en cada segmento y según avanza la enfermedad los síntomas se acentúan con la presencia de los cromatófagos dilatados y la extensión rojiza a lo largo del cuerpo.

Varias hipótesis fueron planteadas en un primer momento como el origen de este mal. Luego de varios estudios en cortes histológicos y observaciones en microscopios electrónicos se eliminó en primera instancia que este fenómeno se debiera a causa de bacterias, hongos o virus, atribuyéndoselo a una causa tóxica.

Los efectos tóxicos fueron atribuidos inicialmente a los fungicidas como Tilt, Calixin (Yoong, 1994; Gambarotti, 1994), Bravo 500, Benlate, Topsin y Baycord. Ellos son utilizados para el control de la Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis*) en el banano (Sector Revista Agropecuaria, 1994). Residuos de estos productos contaminan aguas superficiales y subterráneas y son arrastrados hasta llegar al mar, lugar de donde los camaroneros toman el agua para sus cultivos.

Yoon (1994) hace mención a factores biológicos, ecológicos, tecnológicos, patológicos y toxicológicos que contribuyen al desarrollo del síndrome. El más destacable lo señala como al factor biológico que es el causante de los cambios genéticos y morfológicos anormales en *P. vannamei* los últimos años; la falta de resistencia a productos químicos por descuido en el mejoramiento genético y de producción en laboratorios, el déficit de alimento natural, malos balanceados y la utilización irracional de fertilizantes han favorecido negativamente el desarrollo normal de los camarones haciéndolos más susceptibles a cualquier efecto tóxico y patológico por descuido en el manejo de las piscinas.

En un estudio realizado por la Ing. Teresa García de Paladines en 1990 en Ecuador para

¹ Ldo. Guillermo Espinosa. 1995. Biólogo marino. Granjas Marinas de San Bernardo Choluteca, Honduras. (Comunicación personal)

determinar las causas de la muerte de camarón (Trabajo presentado en el VI Seminario de Sanidad Vegetal, 1990), se analizaron diferentes alimentos balanceados, agua y sedimentos de estanques, concluyendo que el problema radicaba en el balanceado, propiamente en la harina de soya, la cual por tener un alto contenido graso los pesticidas son absorbidos y retenidos por mucho tiempo. Las demás muestras no mostraron niveles altos de pesticidas al ser analizado.

No fue sino hasta 1994 que se eliminó la teoría de que el Síndrome de Taura es producto de los pesticidas utilizados en las fumigaciones de banano, debido a que se presentaron los mismos síntomas al norte del Ecuador en Esmeraldas, en Tumaco, Colombia; Choluteca, Honduras y Oahu, Hawai, donde no existen lugares de producción bananera o meloneras cercanos a las camaronerías (Brock et al., 1995). En el Seminario camaronero que se llevó a cabo en Tucson Arizona, según lo menciona Gambarotti (1994), científicos de diversos países llegaron a la conclusión de que los efectos del Síndrome de Taura no se debían a residuos ni de Tilt ni de Calixin.

En investigaciones realizadas por el Lcdo. Espinosa (1995) en la camaronera de Granjas Marinas de San Bernardo S.A., en Choluteca -Honduras, después de varios bioensayos en camarones con Síndrome de Taura determinó que los efectos son producidos por un virus no mayor a 0.22 micrones transmitidos por la columna de agua y que los animales más resistentes son las post-larvas 10 que post-larvas comprendidas entre 15-25; también que en el modo de transmisión pueden estar involucrados ciertos insectos de la familia Corixidae llamados chuchuizas.

2.1.6 Enfermedades víricas.

2.1.6.1 *Baculovirus penaei* (BP). Es el causante de enfermedades durante las etapas de larvas, postlarvas y juveniles en varias especies de penaeidos americanos (Couch, 1974, 1978, 1989, 1991; Couch et al., 1975; Johnson, 1975, 1978, 1990; Lightner et al., 1989; Johnson & Lightner 1988; Bueno, 1990; citado por Lightner, 1994). B.P. se ha presentado en los criaderos comerciales de la costa del Pacífico de centro y sur América incluyendo a los países como Perú, Ecuador, Colombia, Panamá, Costa Rica y Honduras afectando a los cultivos de *P. vannamei* (Lightner, 1994).

Estos virus causan la destrucción del hepatopáncreas y células hepáticas del tracto digestivo (Baticado et al., 1990; Lightner, 1990). La presencia de este virus causa: pérdida de apetito, retardo del crecimiento, incremento en el crecimiento de diatomeas bentónicas y filamentos bacterianos que podrían causar pudrición del exoesqueleto y hepatopáncreas amarillento (Baticado et al., 1990).

2.1.6.2 Parvovirus. Una de las especies de parvovirus más comunes es el IHNV = Necrosis infecciosa hipodermal hemapoyética. Esta es causante de enfermedades de camarones cultivados y silvestres del género de *P. vannamei* y *P. stylirostris* (Lightner, 1990; Johnson, 1990).

Este virus afecta a larvas, post larvas, juveniles y adultos. Causa muerte de las células de la cutícula y tejido conectivo. La muerte celular provoca un mal funcionamiento metabólico y puede provocar en cultivos intensivos hasta un 90% de mortandad (Baticado et al., 1990).

2.1.7 Enfermedades bacteriales.

Infecciones bacterianas pueden presentarse tanto en la sangre como en las glándulas digestivas cuando los camarones presentan debilidad a causa del estrés. Los camarones infectados pueden mostrar pérdida de color en el tejido del cuerpo, un mal funcionamiento circulatorio y laceraciones múltiples (Johnson, 1990).

2.1.7.1 *Hepatopancreatitis necrotizante* (NHP). Esta es una enfermedad causa grandes pérdidas económicas en cultivos de *P. vannamei*. Es considerado como el resultado de uno o más agentes de tipo rickettsia (Krol et al., 1991; Freiler et al., 1992, Lightner et al., 1992, citado por Lightner, 1994).

El NHP se caracteriza por presentar un hepatopáncreas atrofiado (HP) con necrosis multifocal e inflamación de las células epiteliales de los túbulos HP (Lightner, 1994). Algunos síntomas están relacionados con la reducción en el consumo alimenticio y el crecimiento, cascarones blandos, bandas y pleópodos negros y hepatopáncreas atrofiados asociado con altas mortalidades (Lightner et al., 1992, Freiler et al., 1992; citado por Lightner, 1994).

2.1.7.2 *Vibriosis luminicente*. Los agentes causantes de esta enfermedad son: *Vibrio harveyi* y *V. splendidus* (Baticado et al., 1990). Lightner (1994) cita que brotes macivos de vibriosis se presentan cuando hay alta cantidad de material descompuesto, una elevada concentración de nutrientes (urea y nitratos) y salinidades altas (20 a 30 ppt).

Los síntomas que presenta esta enfermedad son: debilitamiento de las larvas, coloración opaca y exhibición luminicente verde observada en un medio oscuro. El tratamiento para esta enfermedad implica fuertes intercambios diarios de agua (80a 90% de recambio)(Baticado et al., 1990).

2.1.8 Parásitos protozoarios.

Los parásitos protozoarios afectan el tejido interno y externo a lo largo de todo el cuerpo (Johnson, 1990).

2.1.8.1 *Infestación protozoica*. *Vorticella*, *Epistilis*, *Zoothamnium*, *Acineta* y *Ephelota* son parásitos que atacan a los camarones. Síntomas característicos son: letargo, reducción en el consumo de alimento y dificultad en las vías respiratorias (Baticado et al., 1990).

2.1.3.2 Gregarinas. Estos protozoos ingresan al tracto digestivo por ingestión de hospederos secundarios infestados (Lightner, 1994). Estos protozoos se depositan en diversos puntos del estómago parasitando a los camarones (Baticado et al., 1990; Johnson, 1990).

No existe una sintomatología definida para esta enfermedad. Sin embargo, pueden presentar una coloración amarillenta del tracto digestivo cuando la incidencia es fuerte, diagnosticándola por lo general microscópicamente (Baticado et al., 1990).

2.2 Cultivo de Tilapia Nilótica (*Oreochromis niloticus*).

Actualmente la producción de tilapia cultivada a nivel mundial es de 500,000 TM de peces vivos (Meyer, comunicación personal), constituyéndose en una de las especies más importantes en el mundo (Pullin et al., 1982). Se encuentra distribuida en África, Sudamérica y en muchos países de Asia (Balarin, 1979). La tilapia pertenece a la Clase Osteichthyes, Subclase Actinopterygii, Orden Perciformes, Suborden Percoidae, Familia Cichlidae (Balarin, 1979).

La relativa facilidad del cultivo de tilapia y sus altas tasas de crecimiento en cultivos tropicales han ayudado a su rápida difusión (Linneaus, 1758; citado por Balarin, 1979), convirtiéndose en los últimos 10 años en un cultivo comercial altamente rentable (Meyer, s.l.). Varias especies de ciclidos son eurohalinos lo que les permite adaptarse a diferentes rangos de salinidad para ser cultivados (Bardach et al., 1992; Mc Geachin et al., 1987; Brett 1979, citado por De Silva, 1985). La tilapia del nilo es una de las especies que puede adaptarse a rangos de salinidad superiores a la del agua de mar (>35ppt) (Hepher et al., 1989).

La tilapia alcanza la madurez sexual a una edad muy joven, independientemente de su talla (Hepher et al., 1989). Guerrero et al. (1983), ha encontrado que en algunos casos la madurez sexual de la tilapia es tan temprana como a los 2 meses de edad siendo capaces de reproducirse a temperaturas mayores de 22 °C en cualquier época del año. Temperaturas de 11 °C y 42 °C son letales para la tilapia (Bardach et al., 1992).

La tilapia en condiciones naturales es una especie herbívora macrófaga que se alimenta principalmente de fitoplancton, detritus macrófico, rotíferos y zooplancton en algunos casos. Bajo condiciones de confinamiento la tilapia demanda elevados niveles proteicos pudiendo oscilar estos entre un 28% a 44% de proteína cruda dependiendo de la etapa de cultivo (Balarin, 1979).

2.2.1 Nivel Alimenticio

La tilapia posee un sistema digestivo adaptado a un hábito alimenticio herbívoro (DIGEPESCA, 1989) provisto de branquias espinas para poder filtrar el alimento (Meyer, 1995). Esto les permite aprovechar eficientemente la producción natural del estanque

(algas y microorganismos), así como de alimentos artificiales (Meyer, s.f.). Sin embargo, para promover la producción primaria del estranque es importante la fertilización la que puede ser orgánica o inorgánica (DIGEPESCA, 1989).

Los productos orgánicos lo constituyen los desechos alimenticios, excrementos de ganado, de aves, cerdos, inclusive los alimentos balanceados (Meyer, s.f.). Las fertilizaciones inorgánicas consisten en aplicaciones de sustancias químicas como urea y formulaciones completas de N-P-K.

El nivel alimenticio y la composición de las dietas completas son determinadas por las necesidades nutricionales de los peces (Hepher et al., 1989) y de acuerdo al sistema de producción con que se trabaje; así, en una producción de tipo extensivo donde las densidades son bajas por metro cuadrado (<2 peces/m²) y los rendimientos alcanzados son menores a 1500 Kg/Ha/año emplea una alimentación natural (DIGEPESCA, 1989) basada en algas verdes como los *Botryococcus* y algas verde-azules como *Microcystis* (Perschbacher et al., 1993). Un sistema de producción semi-intensivo se caracteriza por emplear densidades de 4 peces/m², una fertilización orgánica e inorgánica y una dieta formulada de acuerdo a sus requerimientos nutricionales (Meyer, s.f.). Un sistema intensivo se trabaja con densidades altas de peces oscilando de 10,000 a 20,000 peces/m² (Hepher et al., 1989), requiere dietas ricas en proteína (50%) y energía, buena oxigenación de agua y recambios de agua que pueden llegar hasta un 60% por día (Meyer, s.f.), obteniéndose producciones de 100,000 Kg/Ha/año. Cultivos intensivos realizados en jaulas permiten densidades de 150 a 600 peces/m² con rendimientos de 10 a 70 Kg/m³ (Coche, 1982; citado por Carro-Anzalotta et al., 1986).

La mejor forma de suministrar el alimento balanceado es en forma de pellets y puede ser flotante o no flotante (Meyer, 1995). Comercialmente las dietas balanceadas son formuladas según los requerimientos nutricionales en base a la edad del pez; así, existen 3 clases de alimento: para alevines (de 1 a 10 gramos/pez), pre-engorde (de 11 a 50 g./pez) y engorde o finalizador (peces > 50 g) (DIGEPESCA, 1989); cuyos niveles de proteína son de 45-50%, 35-40% y 30% respectivamente.

De Silva (1985) al evaluar alimentos con diferentes contenidos de proteína (10%-48%) y bajo 4 niveles de salinidad (0, 5, 10 y 15 ppt) encontró que los crecimientos en tilapia nilótica fueron mayores con raciones que contenían de 28 a 30% de proteína y una salinidad de 10 ppt; en las dietas con niveles entre 34% y 47% de proteína los crecimientos fueron buenos a 0 ppt y 10 ppt; y que, la eficiencia en conversión alimenticia fue incrementando proporcionalmente hasta las dietas que contenían un 30% de proteína y decrecieron a mayor cantidad de proteína, obteniendo los mejores resultados en salinidades de 10 ppt.

2.2.2 Sistemas de Policultivo.

El objetivo de este tipo de producción es lograr un incremento en los rendimientos por

unidad de área empleando especies que tengan diferentes hábitos alimenticios y ocupen distintos nichos ecológicos en el estanque (Hepher et al., 1989). Los sistemas de policultivo en tilapia constituyen una área nueva de investigación buscando la mejor relación en el asocio de organismos acuáticos (Pullin, 1983).

Al planificar un policultivo es necesario conocer el tipo de alimentación de cada especie a ser sembrada, la cantidad de alimento natural basado experiencias en monocultivos (Hepher et al., 1989) y si puede o no existir depredación (Bardach et al., 1990; Rouse et al., 1987). Los beneficios que nos brinda este tipo de sistema están relacionados con el mejoramiento en la calidad de agua, la distribución de alimento (Rouse et al., 1987) y el aumento en los ingresos (Hepher et al., 1989).

Gonzales-Corre (1988) encontró que al combinar *Oreochromis niloticus* (4,000/Ha) con *Penaeus monodon* (6,000/Ha) las ganancias de peso en la primera especie fueron de 145 Kg/Ha mayores que en monocultivo (128 Kg/Ha) al igual que en camarón (137 Kg/Ha vs. 123 Kg/Ha -Policultivo vs. Monocultivo). La sobrevivencia que obtuvo fue mayor en policultivo que en cada uno de los monocultivos.

Perschbacher et al. (1993) reportó que en policultivos de tilapia azul con catfish, la tilapia ayudo a mejorar la calidad del agua al reducirse la presencia de algas y filtrar los sedimentos. Hepher et al. (1989) menciona que la tilapia en policultivo con carpa común se alimento de los excrementos mejorando las condiciones del estanque. Por otro lado, el asocio de tilapia azul con catfish redujo el mal sabor (off-flavor) de 62.5% en monocultivo a un 3.3% (Torans & Lowell, 1987; citado por Perschbacher et al., 1993).

2.2.3 Adaptación a salinidad

La distribución natural de Tilapia Nilótica en agua dulce y salobre va desde Siria y Egipto hasta el Oeste de Africa, Zaire y Este de Africa (Philippart & Ruwet, 1982; citado por De Silva, 1985). El incremento poblacional, el poco territorio para los cultivos de agua dulce, el clima muy variante y los elevados costos de producción llevaron a la piscicultura a probar nuevas zonas áridas y semi-áridas para ser sembradas (Pruginin et al., 1988). Los primeros cultivos experimentales en aguas salobres se realizaron en Israel entre 1963 y 1965 (Fishelson & Loya, 1969; citado por Pruginin et al., 1988).

La capacidad eurohalina de algunas especies les permite habitar en aguas con salinidades de hasta 30%. *O. niloticus* y *S. galilaeus* en el lago Bitter de Egipto (13-19%) (Kirk, 1972; citado por Pullin et al., 1982), *O. niloticus*, *O. aureus* y *T. zilli* en el lago Qarun, Egipto (Fryer & Iles, 1972; citado por Pullin et al., 1982). La Tilapia del Nilo puede tolerar salinidades tan altas como de 36% a 40%, adaptándose mejor a salinidades por debajo de 20% (Green, 1995). Boyd (1982) menciona que la tilapia del nilo puede desarrollarse a 24,000 mg/l. *O. mossambica* puede reproducirse exitosamente a salinidades de 35 ppt (Bardach et al., 1992).

La aclimatación de agua dulce a salina en tilapia debe hacerse paulatinamente incrementando de 2.5% a 5% diario el grado de salinidad hasta alcanzar el nivel deseado (Mc Geachin et al., 1987; Fineman Kalio, 1988; Clark et al., 1990; Cruz et al., 1990; Watanabe et al., 1990; citado por Green, 1995). Al Amoudi (1987), citado por Green (1995), menciona que los alevines de algunas especies de tilapia como la del Nilo, Mozambique y azul, incrementan la concentración osmótica del plasma al ser transferidos a aguas salinas estabilizándose al cabo de 48 a 96 horas. Los porcentajes de salinidad también van a incrementar o decrementan de acuerdo a la cantidad de rocas sódicas existentes en el estanque (Boyd, 1982; Boyd, 1989).

2.2.4 Inversión sexual

Por su facilidad de cultivo la tilapia no requiere técnicas de manejo especializado y su adaptabilidad a climas tropicales le permiten alcanzar altas tasas de crecimiento (Hepher et al., 1989). Sin embargo, su rápida madurez sexual y su gran prolificidad provocan problemas en el cultivo comercial de esta especie (Bardach et al., 1992). Para reducir estos problemas se ha optado por la reversión sexual como una técnica para producir poblaciones de peces machos.

El deseo de obtener un cultivo monosexual de tilapia es para eliminar la reproducción indeseable. Los machos tienen mayores ganancias de pesos que las hembras lo que nos permite obtener una mayor uniformidad en el crecimiento y peso al momento de la cosecha (Hepher et al., 1989). Pullin et al. (1982) señala que el objetivo primordial en un cultivo comercial es reducir la reproducción de tilapia y tratar de mantener peces uniformes hasta la cosecha final.

Existen varios métodos para llevar a cabo la reversión de sexo. Akilosa et al (1983) señala la selección del sexo como una técnica visual, la irradiación como una técnica de esterilización en tilapia y el uso de hormonas sintéticas: Metallibure y Metilttestosterona (MT). Macintosh et al. (1988) menciona la hibridación y el uso de supermachos para obtener poblaciones monosexuales. Guerrero et al. (1988) sugieren el uso de hormonas 17 alfa metilttestosterona (testosterona) y 17-alfa etilttestosterona (estrógenos) como las mejores opciones. El empleo de estas técnicas dependerán del grado de tecnificación de la finca, el nivel de producción, la disponibilidad de insumos y el grado de preparación de los operarios (Hepher et al., 1989).

El uso de hormonas masculinas (testosterona) es parte de la técnica de inversión sexual para obtener una población de puros machos (Hepher et al., 1989; Pullin et al., 1982). Hepher et al. (1989) indica que este método está relacionado con dos cualidades en la determinación del sexo de la tilapia:

- 1.- El sexo se determina entre la 3 o 4 semana después de la eclosión cuando los alevines miden menos de 18 mm a 20 mm de longitud.
- 2.- El sexo puede ser influenciado por factores exógenos.

La forma de administrar la hormona 17-alfa metiltestosterona (MT) es por vía oral (Guerrero, 1975; Hepher et al., 1989; Meyer, 1995). MT se mezcla en el alimento que va a ser suministrado a los alevines. La efectividad en el uso de la hormona va a depender de: la calidad de hormona, la duración del tratamiento y las condiciones del cultivo (Guerrero, 1975).

Guerrero (1975) menciona que se puede obtener 100% reversión sexual eliminando la reproducción, facilitando la siembra de solo machos en el engorde. El concluyó que al administrar a *S. aureus* 20 mg de hormona MT por gramo de comida al 4% de su peso vivo por 3 semanas y luego en lagunas el 3% de su peso vivo por 120 días resultó a la cosecha final un total de 98 a 100% machos.

En la formulación de un kilogramo de alimento con hormona se requiere: un kilo de alimento molido, 60 mg de hormona 17-alfa MT y medio litro de solución de etanol al 95% (Guerrero, 1975; Meyer, 1995). Para la preparación se debe disolver la hormona con etanol al 95% y mezclarlo todo con el alimento. Se debe secar a una temperatura no mayor de 60° o por un día en condiciones ambientales.

2.2.5 Calidad del agua.

La calidad de agua de un estanque va a depender de factores como: la temperatura, oxígeno, pH, turbidez y concentración de compuestos químicos (Hepher et al., 1989). Estos factores son determinantes para la selección de la especie a cultivar.

La temperatura del agua puede ser específica para una determinada especie (Hepher et al., 1989). La tilapia del nilo es una especie de clima tropical (Bardach et al., 1990). El rango de temperatura óptimo es de 25 a 30 grados centígrados, siendo sensibles a bajas temperaturas, con un límite letal de 9 a 13 grados centígrados (Hepher et al., 1989). A temperaturas bajas se reduce el desarrollo de los peces (Wheaton, 1982) tomando el período de cultivo mayor tiempo para llevarlos al peso comercial (Hepher et al., 1989). Las tilapias a los 20°C reducen su actividad biológica y alimenticia (Pullin et al., 1982) y a los 16°C paran su alimentación por completo (Pullin et al., 1982; Chervinski, 1982; citado por Donoso, 1995).

El pH deseado para la siembra de peces oscila entre 6.5 a 9.0; pH de 5.0 a 5.5 pueden afectar su reproducción y pH de 5.5 a 6.5 causan una reducción en su desarrollo (Hepher et al., 1989). Valores de pH 4 y pH 11 son letales para las tilapias (Swingle, 1961; citado por Pullin et al., 1982). Niveles de acidez pueden ser neutralizados con la adición de cal a través del encalado de las pilas (Meyer, 1995).

Wheaton (1982), menciona que el pH está relacionado con la cantidad de dióxido de carbono en el agua y contribuye de tres formas para que las aguas naturales constituyan un ambiente apropiado para la vida. Primero: actúa como amortiguador, segundo, importante en procesos biológicos de fotosíntesis, la respiración y germinación de algunas semillas y tercero, producción de carbono. El dióxido de carbono se encuentra en tres formas: como

gas libre (CO_2), ácido carbónico (H_2CO_3), como radical bicarbonato (HCO_3^-) y como radical carbonato (CO_3^{2-}) (Pullin et al., 1982; Wheaton, 1982; Hephher et al., 1989), estos compuestos contribuyen a la acidez del agua.

La turbidez o transparencia del agua esta dada por la cantidad de sólidos suspendidos y la producción de fitoplancton (Hephher et al., 1989) así como de la longitud de onda, intensidad y ángulo de incidencia de la luz que reciben estas aguas (Wheaton, 1982). Los sólidos suspendidos reducen la penetración de luz dentro de estanque afectando la producción primaria la que a su vez afecta la producción secundaria del zooplanton, también niveles altos de turbidez reducen la capacidad de oxígeno (Hephher et al., 1989).

La transparencia del agua es medida usualmente con el disco Secchi o con espectrofotómetros. Los distintos niveles de transparencia van a determinar la productividad biológica del estanque. Valores bajos de transparencia manifiestan una alta cantidad de algas (Wheaton, 1982). En el cultivo de tilapia el rango óptimo de transparencia va de 15 a 30 cm (Aceituno, 1996 comunicación personal).

Las tasa de respiración en peces varía de acuerdo al tipo de especie, tamaño, actividad, nutrición y temperatura (Boyd, 1989). El consumo de oxígeno está relacionada con la capacidad metabólica del pez y está a su vez está influenciada por la temperatura del agua (Wheaton, 1982). La productividad primaria en el estanque afecta la cantidad de oxígeno disponible (Hephher et al., 1989) siendo las horas de la mañana las más críticas para los peces (Meyer, 1995). Cuando las concentraciones de oxígeno disuelto (O.D.) son tan bajas que el organismo no puede extraer el suficiente oxígeno para satisfacer sus necesidades metabólicas basales el pez entra en un estado de anoxia (sufocación) (Hephher et al., 1989) pudiendo causarles inclusive la muerte (Wheaton, 1982).

Pullin et al. (1982) menciona que la tilapia del nilo puede resistir niveles de O.D. tan bajos como de 0.1 ppm. Peces sometidos a niveles de O.D. por debajo de 1 mg/l puede causarles la muerte en unas pocas horas. A rangos de 1 a 5 mg/l de O.D. hay un crecimiento lento y la reproducción es menor a diferencia si los niveles de O.D. son superiores a 5 mg/l (Boyd, 1982; Wheaton, 1982).

Las concentraciones de oxígeno son mayores a temperaturas de 0° C y decremantan con el incremento de la temperatura (Boyd, 1982). Sin embargo, el aumento de temperatura causa un mayor consumo de oxígeno en los organismos acuáticos; así la tasa de concentración de oxígeno en la cual se hace posible una completa actividad es sido reducida (Wheaton, 1982).

Boyd (1982) reporta que la solubilidad del oxígeno se ve afectada por los niveles de salinidad; por cada 9,000 mg/l de aumento en la salinidad la disponibilidad de oxígeno se reduce en un 5% aproximadamente comparándolo con agua pura. La salinidad esta influenciada por la temperatura, por ello que temperaturas altas elevan el porcentaje de salinidad por efecto de la evaporación del agua lo que provoca una reducción del O.D. (Wheaton, 1982).

III MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Localización

El presente estudio se llevó a cabo en las instalaciones del Proyecto de Acuicultura de la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, ubicada en el Valle del Río Yeguaré, departamento de Francisco Morazán Honduras a 30 Km de la ciudad de Tegucigalpa, Honduras (14° N y 87°), a una altitud de 800 metros sobre el nivel del mar y una precipitación promedio para 1995 de 1380 mm.

3.2 Especies utilizadas.

Para el experimento se utilizaron juveniles de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) que fueron obtenidos en Granjas Marinas S.A., una finca comercial en la parte sur de Honduras. Las post-larvas de camarón fueron procedentes de un laboratorio de Florida. Se emplearon alevines de tilapia procedentes de los criaderos de producción de la Escuela Agrícola Panamericana. Los pececillos fueron previamente tratados con la hormona 17-alfa metiltestosterona (MT) para obtener una población uniforme de machos.

3.3 Pilas

Se emplearon 12 pilas de concreto. Las dimensiones de cada pila fueron de 2,5 m de ancho por 3m de largo y una profundidad de 0.8m, con una capacidad por pila de 6.0 m³. Sobre las pilas se utilizó una malla (zarán) para proteger el cultivo contra pájaros y evitar la depredación.

3.4 Siembra

La siembra de camarones y tilapias se concluyó el 15 de agosto de 1995 y se llevó a cabo en las 12 pilas de concreto. En cada pila se sembraron 128 juveniles de camarón/m². Los camarones recibieron un periodo de adaptabilidad de 30 días pre-siembra. Los juveniles se encontraban en estado post-larva 37 (PL-37) al momento de siembra. El peso promedio de los camarones oscilaron entre 1 g. a 2 g.

Las tilapias a ser sembradas fueron cosechadas en una laguna de producción de la Escuela Agrícola Panamericana con un peso promedio entre 30 y 40 g.. Se emplearon 3 densidades distintas de tilapia. Estas densidades fueron de 0 , 2 , 4 tilapias/m². Todos los peces fueron aclimatados previamente en una pila aparte a la salinidad del agua de cultivo por un periodo de 4 horas. Cada hora se elevaba 2 ppt hasta alcanzar una salinidad de 8 ppt. Al llegar a la salinidad de 8 ppt, los peces fueron dejados por 3 días, tiempo necesario hasta distribuirlos en las pilas.

3.5 Agua Salina.

Se trajeron desde San Lorenzo, Choluteca, 3000 galones de agua de mar con una salinidad de 32 ppt. El agua salina fue diluida con agua de la Laguna de Monte Redondo, cuya salinidad es de 2.4 ppt. Este lago esta cercano a las instalaciones del proyecto de Acuicultura/EAP. La salinidad del cultivo se incrementó hasta llevarla a una concentración de 8 ppt. Para suplir la cantidad de agua salina restante se emplearon 500 libras de sal marina de textura semi-líquida óptima para el cultivo de camarones.

3.6 Salinidad

La salinidades oscilaron al momento de siembra en las 12 pilas entre 7 y 8 ppt. Estos niveles de salinidad fueron disminuyendo en el transcurso de la investigación debido a una excesiva precipitación y pérdida de agua salina por escape a través de los drenajes. La salinidad fue medida semanalmente haciendo uso de un hidrómetro.

3.7 Alimentación

El tipo de alimento tanto para los camarones como para la tilapia fue el mismo para todos los tratamientos. Se uso concentrado peletizado para camarón. Al alimento se le realizó un análisis proximal para determinar la cantidad de proteína cruda. La cantidad a dar fue calculada en base de la biomasa total de peces y camarones en cada pila. Conforme a cada muestreo se estimaba la nueva cantidad de alimento a dar, calculando un porcentaje de mortandad para cada pila. La cantidad total del alimento fue suministrado en dos porciones, una parte por la mañana y una por la tarde.

Cuadro 1. Análisis proximal del alimento de camarón usado en el monocultivo de camarón y policultivo de camarón con tilapia. E.A. P., Honduras. 1995.

	Porcentaje (%)		Porcentaje (%)
Proteína Cruda	30.3	Materia Seca	88.9
Fibra Cruda	4.1	Humedad	11.1
Materia Organica	79.7	Extracto	5
		Éterea	
Extracto Libre De Nitrogeno	40.3	Cenizas	9.2

3.8 Biofiltro

Se elaboró un biofiltro casero compuesto por curiles y piedrecillas. El biofiltro funcionó a partir de la séptima semana de iniciado el experimento y fue rotando cada dos días por cada pila hasta la finalización del mismo. El suministro de agua de las pilas al biofiltro fue a través de 2 minibombas (Maxi-Jet) de agua con una capacidad cada una de 1000 litros/hora. La capacidad de almacenamiento de agua del biofiltro era aproximadamente de 0.29 m³.

La finalidad del biofiltro fue reducir la cantidad de amoníaco producido en las pilas por la descomposición de material orgánico. También nos ayudó a reducir los sedimentos del fondo del del agua de los estanques.

3.9 Sustrato.

Alrededor de cada pila se colocó un sustrato formado por bloques de ladrillo, piedras pequeñas (grava) y conchas. La finalidad del sustrato tuvo dos objetivos:

- a.- Proveer de un refugio a los camarones y facilitar su muda.
- b.- Mejorar las condiciones del agua. Los curiles tienen características básicas por su estructura de carbonos ayudando a reducir la acidez del medio.

3.10 Temperatura y Disolución de oxígeno.

Cinco días a la semana, mañana y tarde, se tomaron lecturas de la temperatura y la cantidad del oxígeno disuelto en cada pila. Estos datos fueron tomados con un metro polarigráfico modelo YSI-57 (Yellow Springer Instruments Co., Inc., Yellow Springs, Ohio 45387 USA). La aireación artificial continua se dio por medio de un soplador de aire (2.5 h.p.) y una piedra difusora que estuvo colocada en cada pila las 24 horas.

3.11 pH y Amoníaco.

Cada 15 días se realizaron pruebas de pH empleando un medidor de pH modelo Accumet 900 y se hicieron al mismo tiempo análisis de Amoníaco Total y amonio no ionizado. Estas pruebas se efectuaron en los laboratorios del Proyecto de Acuicultura de la Escuela Agrícola Panamericana.

3.12 Análisis de Clorofila a.

Se realizaron dos análisis de clorofila a; uno al inicio de ensayo y otro previa finalización del ensayo. Los análisis de clorofila a al inicio del ensayo no mostraron presencia de algas. El desarrollo del fitoplancton empezó a la tercera semana en las pilas que estaban en policultivo. Las pilas que solo tenían camarón no mostraron gran cantidad de algas, aumentando a la octava semana antes de finalizar el experimento.

En una pila de solo camarones hubo presencia de algas filamentosas que pudieron haber causado toxicidad a los camarones si esta hubiese sido ingerida (Espinosa, 1995; Masamishi, 1995). Estas algas fueron retiradas por varias ocasiones de la pila para evitar su proliferación, obteniéndose resultados positivos.

3.13 Turbidez.

La turbidez fue tomada 1 vez por semana en cada pila haciendo uso de un disco Secchi.

3.14 Análisis de laboratorio.

Los análisis para la determinación del total amonio nitrato (TAN), NH_3 no ionizado y clorofila "a" se realizaron en el laboratorio del Proyecto de Acuicultura de la Escuela Agrícola Panamericana con la colaboración de la Lcda. Rita Palomino¹, Bióloga marina, la técnica acuícola Kathya Iturbide² y el Sr. Masamishi³.

3.15 Análisis sintomatológico de enfermedades del camarón.

La identificación de las enfermedades lo realizó la Lcda. Rita Palomino y Kathya Iturbide al finalizar el experimento el 25 de noviembre de 1995. Para la identificación se utilizó un reporte de sanidad preparado por la Lcda. Palomino.

Se realizó una observación visual del color, actividad (movilidad), llenado del tracto digestivo, estado de los apéndices (completos o incompletos) y textura (flácida o dura). Se determinó si hubo presencia de hongos, necrosis y deformidades. El análisis macroscópico se hizo para determinar síntomas de enfermedades en el hepatopáncreas, branquias e intestinos causados virus, hongos o bacterias.

3.16 Diseño experimental.

Consistió en 3 tratamientos: A: monocultivo de camarones ($17/\text{m}^2$), B: policultivo de camarones ($17/\text{m}^2$) + 2 tilapias/ m^2 y C: policultivo de camarones ($17/\text{m}^2$) + 4 tilapias/ m^2 . Cada tratamiento tuvo cuatro repeticiones (cuatro pilas). El modelo empleado fue un DCA aleatorizándose las repeticiones en las 12 pilas. Los datos de las observaciones fueron analizados utilizando el paquete estadístico SAS (Statistical Analysis System), a través de un análisis de varianza ANDEVA, un análisis de regresión y una separación de medias por una prueba LSD.

¹ RITA PALOMINO. 1995. Bióloga marina. Milagro - Ecuador.

² KATHYA ITURBIDE. 1995. Técnica en Acuicultura. Guatemala - Guatemala.

³ MASAMISHI, 1995. Apoyo y asistencia en Acuicultura. Japón.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Producción de camarones y peces.

4.1.1 Supervivencia y densidad.

La supervivencia en las pilas que contenían solo camarón fue de un 35% siendo significativa superior ($P < 0.05$) a las pilas manejadas en policultivo. Los camarones en los tratamientos con 2 peces/m² y 4 peces/m² presentaron una supervivencia menor (15.6% y 15.9%). En los policultivos no hubo una diferencia estadísticamente significativa ($P < 0.05$) en la supervivencia de los peces (84.4% y 91.1% respectivamente) sembrados a 2 y 4 /m² .(Cuadro 2) (Anexos 1,2,3 y 4).

Porcentajes de supervivencia similares encontró Rouse et al. (s.f.) al evaluar diferentes densidades *Macrobrachium rosenbergii* (2, 4 y 8 /m²) con una tilapia/m². En monocultivo el camarón tuvo una supervivencia del 52% mientras que en el policultivo tuvo una supervivencia de 43%, 35% y 44% respectivamente.

Cuadro 2. Resultado de los promedios de las supervivencias, ganancia de peso neto, densidad, número total de individuos y peso total neto a los 100 días del ensayo. E.A.P. - Honduras, 1995.

VARIABLES	MONOCULTIVO	POLICULTIVO DE CAMARÓN CON TILAPIA			
	CAMARON	CAMARON N	TILAPIA 2/m ²	CAMARON 4/m ²	TILAPIA
Sobrevivencia (%)	34.9	15.6	84.4	15.9	91.1
Ganancia neta (gr/ind)	9.7	9.6	145.1	9.3	82.6
Densidad (ind/m ²)	5.9	2.6	1.7	2.7	3.6
Número total ind (en 7.5 m ²)	134	60	38	61	82
Peso neto total (gr/7.5 m ²)	1298.5	574.2	5512.7	564.9	6773.2
Biomasa final (7.5 m ²)	1298.5	6086.9		7338.1	

Balarin & Hatton, Bowen y Fernando (1979; 1982; 1983, resp.; citados por: Rouse et al., 1987), indican que la tilapia, en algunos casos, se alimenta de pequeños invertebrados, especialmente crustáceos. Silvera y Berrios (1978; 1978, resp.; citado por Rouse et al., 1987) mencionan que *Tilapia nilotica* y *T. aurea* son canibales cuando son pequeños.

A densidades de siembra muy altas hay un bajo porcentaje de sobrevivencia de camarones (Sandifer et al., 1987). Densidades de 10, 20, 40 camarones/m² tuvieron sobrevivencias de 66%, 68% y 63%, respectivamente; y que, a mayor densidades había una reducción en el peso promedio por individuo. Rouse et al. (1987) reportó que la sembrar en policultivo camarón de agua dulce (*Macrobrachium rosenbergii*) con tilapia, la sobrevivencia del camarón es influenciada por los peces.

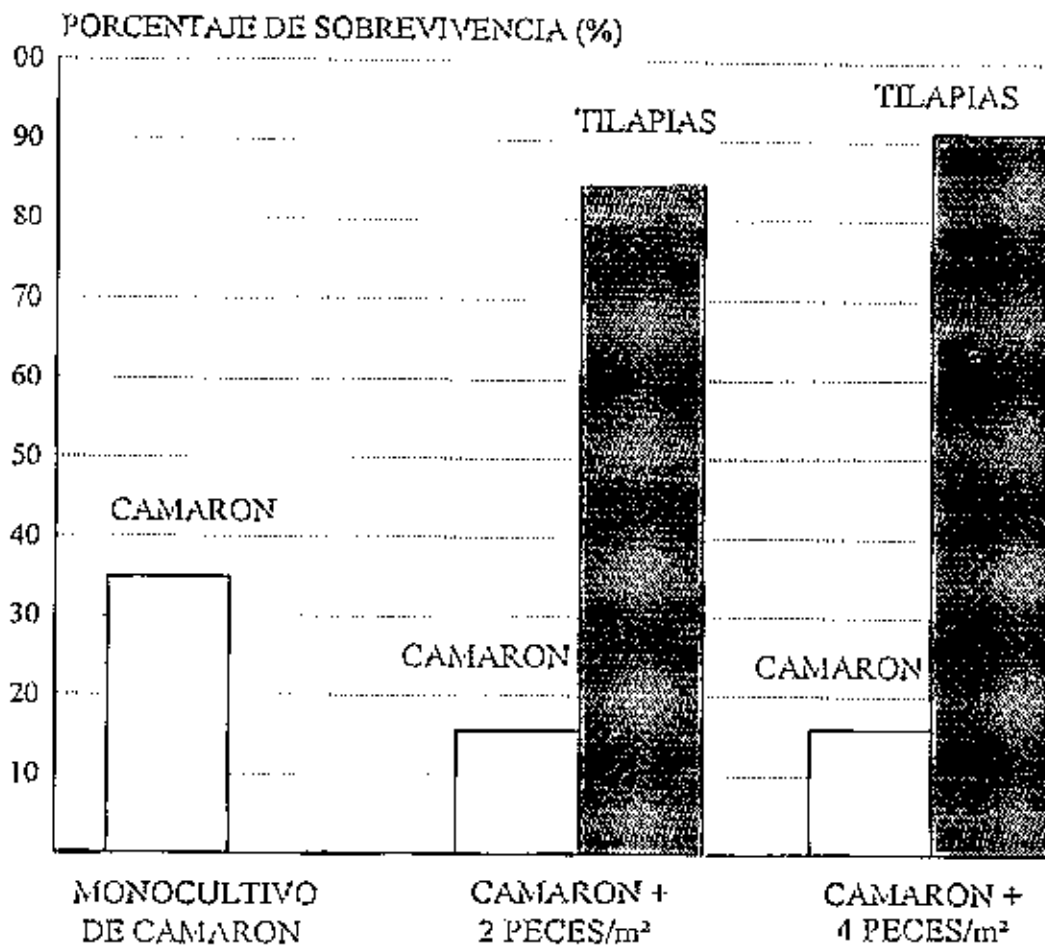


Figura 1. Porcentaje de sobrevivencia del camarón en monocultivo y porcentaje de sobrevivencia del policultivo de camarón con 2 tilapias y del camarón con 4 tilapias en pilas de concreto a los 100 días de cultivo. E.A.P., Honduras, 1995.

En el presente trabajo, la sobrevivencia de los peces fue de un 84% y 91% en los tratamientos con 2 y 4 peces/m² demostraron que las tilapias pueden adaptarse a medios salinos (Figura 1). Pullin et al. (1982) cita la posibilidad de cultivar tilapia bajo condiciones salinas. Green (1995) indica que la sobrevivencia de las tilapias no es limitada por las concentraciones de sal. Rouse et al. (1987) reportó sobrevivencias similares para tilapias sembradas en policultivo con *Macrobrachium rosenbergii*.

4.1.2 Ganancia neta y biomasa.

El incremento en peso neto entre los camarones que se encontraban en monocultivo no fue significativo ($P < 0.05$) a los que se encontraban en combinación con peces (Anexo 1-3). Los camarones presentaron una ganancia semanal de peso de 0.63 gramos. La ganancia de peso observada en los camarones fue similar en mono y policultivo (Cuadro 2) (Figura 2-3). Similares resultados encontró Rouse et al. (1987), quién detectó que no habían efecto sobre la ganancia de peso entre los camarón bajo diferentes densidades de peces.

La ganancia de peso individual de las tilapias cultivadas a una densidad de 2 peces/m² fue mayor que a densidades de 4 peces/m² (Cuadro 2)(Figura 4-5). Los mayores rendimientos netos por individuo en tilapia puede estar asociado con el número de peces por m² sembrados y el número de peces hembras y machos encontrados.

Las ganancias finales de los peces y camarones pudieron haber estado influidas por las características que presentó la calidad de agua. Las condiciones de temperatura promedio mínima durante los 100 días de cultivo oscilaron entre 25 y 26 °C. Estos rangos son aceptables para el crecimiento y desarrollo de ambas especies. Hepher et al. (1989) y Pretto (1994) recomiendan temperaturas superiores a 25 °C para el normal desarrollo de tilapia y camarón. Hepher et al. (1989) menciona que las temperaturas bajas y los niveles mínimos de oxígeno reducen la actividad metabólica en los organismos marinos disminuyendo la capacidad de ingestión de alimento.

El NH₃ no ionizado tuvo un comportamiento muy variable durante el tiempo que duró el ensayo. El monocultivo de camarón y el tratamiento con 17 camarones/m² + 4 tilapias/m² presentaron niveles de 0.4 y 0.35 ppm al a los 0 y 38 días de cultivo. El tratamiento con 17 camarones/m² se mantuvo durante los 100 días con niveles inferiores a 0.4 ppm (Cuadro 3). El NH₃ pudo haber influenciado en el grado de sobrevivencia de los camarones, afectando también su crecimiento. Villalón (1991) y Boyd (1979) mencionan que niveles de NH₃ no ionizado de 0.4 y 0.6 ppm, respectivamente, afectan su crecimiento y desarrollo. En el cultivo de peces las bajas ganancias de pesos ha sido atribuido a la acumulación de NH₃ en los estanques (Smith & Piper 1975; Andrews et al., 1971; citado por Boyd 1979).

La ganancia de peso final en camarones pudo haber sido afectada por el sin número de síntomas de enfermedades que presentaron al momento de la cosecha. Johnson (1990), Baricado et al. (1990) y Lightner (1994) mencionan las distintas enfermedades, ya sean de

tipo viral, bacterial o protozooico afectan el tejido externo e interno del animal, reduciendo el consumo alimenticio, crecimiento, movilidad y sobrevivencia.

El peso ganado por las tilapias se debió a la proporción de hembras y machos encontrados en las pilas. Los peces antes de ser sembrados fueron tratados con la hormona 17-alfa metiltestosterona para asegurarnos de tener una población solo de machos; sin embargo durante el experimento se detectó en las pilas reproducción. Los alevines y huevos desovados fueron retirados en su mayoría haciendo uso de una malla. La mayor cantidad de pecesillos fueron de aquellas pilas en que había una mayor densidad.

En el tratamiento con 2 peces/m² se obtuvieron de los 38 peces 11 hembras (29%) con pesos totales promedios de 0.9 Kg. Estos pesos fueron inferiores al de los machos en un 86.3% (5.8 Kg.). En las pilas con 4 peces/m² hubo una relación 1 : 1.2 (hembras : machos). Las hembras alcanzaron un peso total promedio de 2.7 Kg. (30.1%) en comparación con los pesos de los machos que fueron de 6.4 Kg. (70%).(Cuadro 3).

Al comparar las biomasa de los camarones sembrados en cada tratamiento se encontró una variación significativa ($P < 0.05$). Los camarones en monocultivo obtuvieron una mayor biomasa final (431.1 g./ 7.5m²) a diferencia del tratamiento con 2 peces/m² (188.6 gr/7.5 m²) y 4 peces/m² (191.7 gr/7.5m²). (Cuadro 2). La biomasa del camarón en policultivo esta relacionada negativamente con las densidades de tilapia ($r = -0.76$; $P < 0.0179$) (Anexo 7). Sin embargo, la biomasa final de los peneidos esta relacionada con su porcentaje de sobrevivencia. En este experimento se encontró que la biomasa y sobrevivencia de los camarones es afectada por la densidad de tilapias. Hopher et al. (1989) indica que la sobrevivencia y la ganancia de peso se ven reducidas por las altas densidades de organismos marinos por m². No se registró diferencias significativas para la tilapia. (Anexo 3-4).

Cuadro 3. Resultados del número total de peces machos y hembras en el policultivo de camarones con 2 peces/m² (B) y camarones con 4 peces/m² (C) a los 100 días del ensayo. E.A.P. - Honduras, 1995

TRAT.	NUMERO DE PECES		PORCENTAJE (%)		PESO TOTAL (kg)		PORCENTAJE (%)	
	M	H	M	H	M	H	M	H
B	27,00	11,00	71	29	5.8	0.9	86.3	13.7
C	45,00	37,00	54.8	45.2	6.4	2.7	69.9	30.1

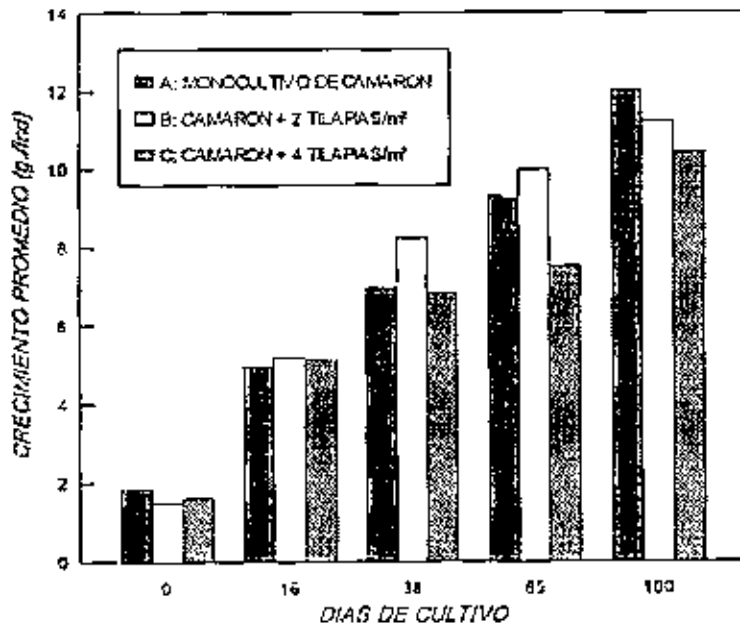


Figura 2. Crecimiento promedio del camarón (*Penaeus vannamei*) en monocultivo y policultivo con 2 y 4 peces/m² durante los 100 días del cultivo. E.A.P., Honduras. 1995

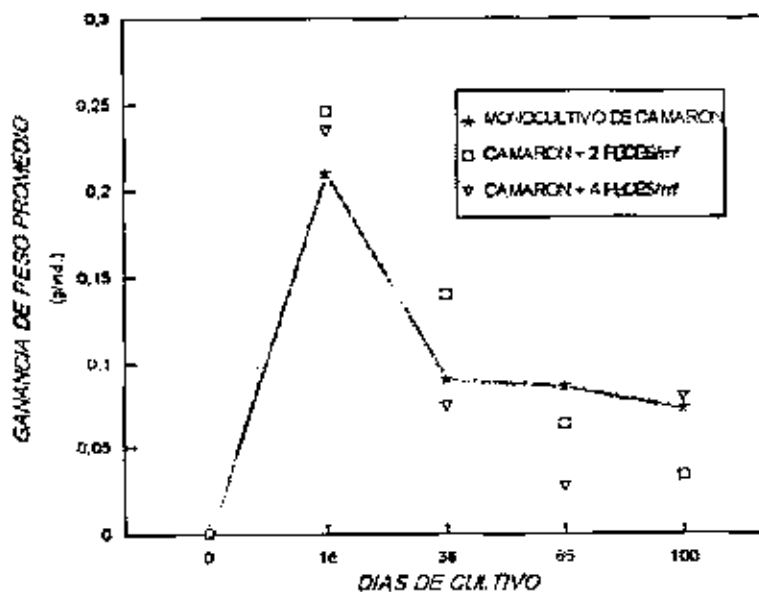


Figura 3. Ganancia de peso promedio del camarón en monocultivo y policultivo con 2 y 4 peces/m² durante los 100 días de cultivo. E.A.P., Honduras. 1995.

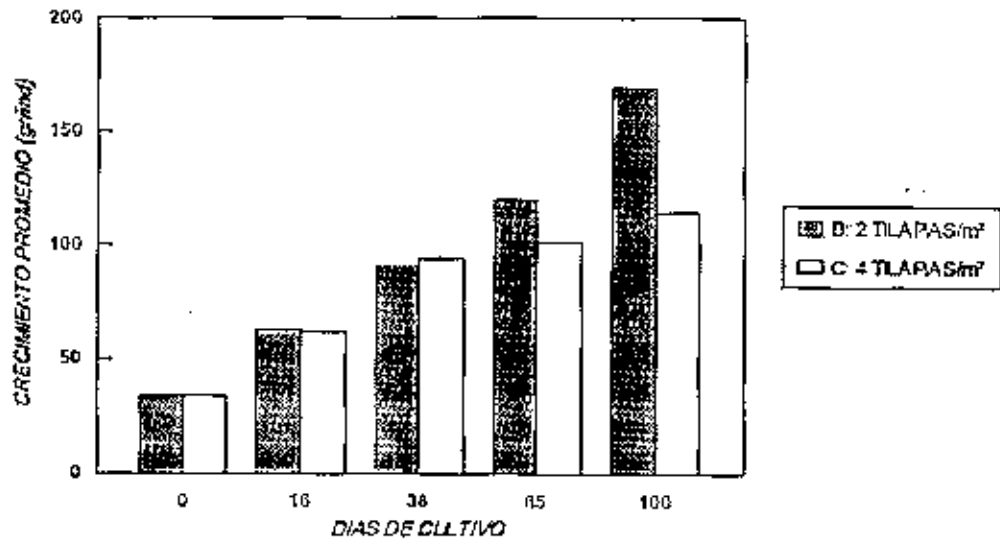


Figura 4. Crecimiento promedio de las dos densidades de tilapia (*O. niloticus*) (2 y 4/m²) en policultivo con camarón durante los 100 días de cultivo. E.A.P., Honduras, 1995.

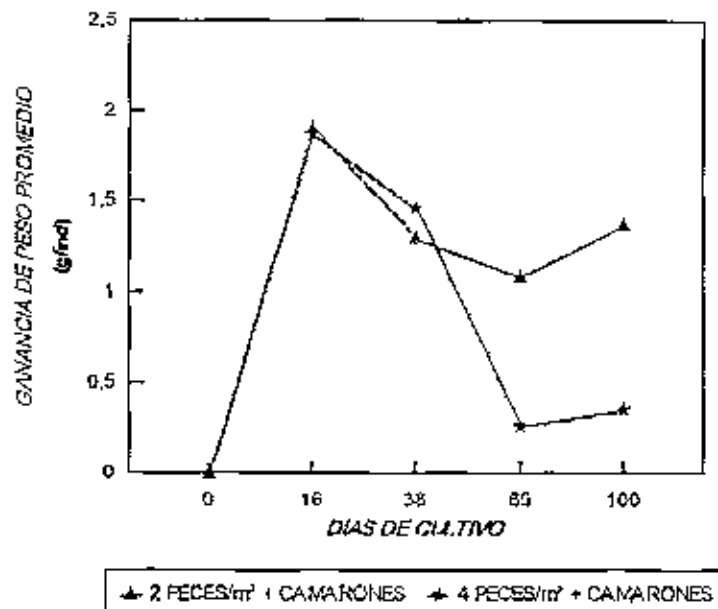


Figura 5. Ganancia de peso promedio de las dos densidades de tilapia (2 y 4/m²) en policultivo con camarón durante los 100 días de cultivo. E.A.P., Honduras, 1995.

4.2 Calidad del agua

Preto (1994) señala que cualquier característica que determine la calidad de agua puede afectar la sobrevivencia, crecimiento y producción de los organismos acuáticos. En este estudio los valores para el TAN, NH_3 , pH y clorofila a no presentaron diferencia significativa entre los tratamientos ($P < 0.05$) (Anexo 5).

La penetración promedio de luz el agua fue significativamente diferentes ($P < 0.05$) entre los 3 tratamientos. El tratamiento A (17 camarones/ m^2) presentó una mayor transparencia del agua (61.4 cm) a diferencia del tratamiento B y C (17 camarones + 2 peces/ m^2 y 17 camarones + 4 peces/ m^2) con una transparencia solamente de 44.96 cm y 42.44 cm respectivamente (Cuadro 4) (Anexo 6). Durante el último mes del estudio la turbidez en las pilas con policultivo tenían una turbidez mayor a los 30 cm recomendable para el cultivo de ambas especies. Este efecto se debió posiblemente a la cantidad de alimento usado en cada una de las pilas, a la cantidad de fitoplancton, materia orgánica en suspensión y a los niveles de sales disueltas en el agua. Boyd et al (1992) menciona que la turbidez está afectada por la cantidad de fitoplancton y cantidad de sólidos suspendidos. Los rangos aceptables de turbidez van entre los 30 - 35 cm para favorecer la producción de camarones (Preto, 1994).

Cuadro 4. Promedios de los parámetros de calidad de agua tomados durante los 100 días que duró el ensayo. E.A.P., Honduras, 1995.

VARIABLES	MONOCULTIVO Camarones	POLICULTIVO DE CAMARONES CON	
		2 Tilapias/ m^2	4 Tilapias/ m^2
Penetración de luz (cm)	61.4	44.9	42.4
Clorofila "a" (mg/l)	142.7	258.3	493.3
pH	8.3	8.3	8.3
TAN (mg/l)	0.91	0.77	0.96
NH_3 no ionizado	0.2	0.1	0.1
Oxígeno máx./mín. (ppm)	10.3 / 5.2	10.4 / 5.1	10.6 / 4.9
Temperatura máx./mín. (°C)	27.9 / 25.4	27.9 / 25.5	27.8 / 25.5

No hubo diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los promedios de clorofila "a". Las pilas que contenían 2 y 4 peces/ m^2 tuvieron concentraciones de clorofila "a" de: 258.0 mg/l y 493.0 mg/l respectivamente. Estos valores están dentro del rango indicado por Teichert-Coddington (1995). (Cuadro 4) (Anexo 6). El monocultivo de camarones tenía una concentración promedio de clorofila "a" abajo (142.7 mg/l) de los niveles sugeridos por Teichert-Coddington. Para el cultivo de tilapia los niveles óptimos de clorofila a oscilan entre los 300 - 400 mg/l (Teichert-Coddington, 1995).

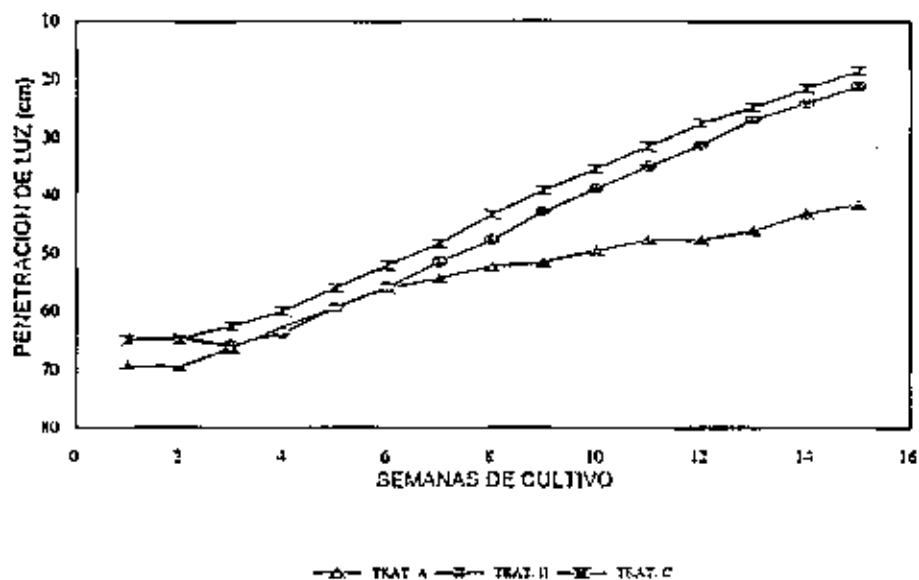


Figura 6. Penetración de luz promedio final del monocultivo de camarones y el policultivo de camarones con tilapia durante los 100 días del cultivo. EAP, Honduras, 1995.

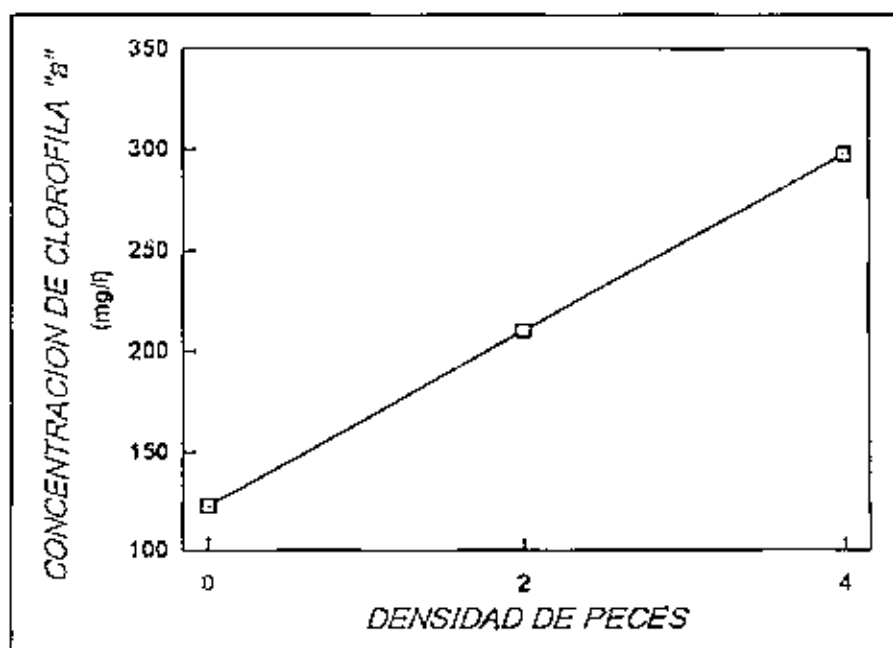


Figura 7. Relación entre las 3 densidades de siembra de peces (0,2 y 4/m²) y concentración de clorofila "a" en el agua de las pilas de concreto a los 100 días de cultivo. E A P , Honduras, 1995.

Al correlacionar las densidades de tilapia con los niveles de clorofila *a* de cada tratamiento se encontró una relación positiva de 0.67 ($P < 0.05$). (Anexo 7). Esto nos indica que al incrementar las densidades de los peces hay un aumento en la cantidad de fitoplancton en el estanque. El análisis de regresión también fue altamente significativo ($P < 0.05$) al comparar los mismos factores. Sin embargo el modelo solo logró explicar un 45% de variabilidad total de los tratamientos debido a al número de peces en la producción de clorofila *a*. Posiblemente el 55% restante se deban a la alta cantidad de alimento usado para cada uno de los tratamientos. La ecuación para explicar este efecto es: $Y = 122.78 + 87.67 (\# \text{ de peces})$. (Anexo 7). Según los resultados encontrados, el policultivo crea condiciones más favorables al desarrollo de alimentos naturales en el agua, los cuales pueden contribuir a una mayor productividad.

No hubo diferencia significativa ($P < 0.05$) entre los promedios de pH para los tres tratamientos ($\text{pH} = 8.3 \pm 0.1$) (Cuadro 4). Los valores promedios de pH tomados durante el ensayo son cercanos al rango deseado de pH para el cultivo de camarón que oscila entre 7.2 a 8.2 (Boyd, 1989). Hopher et al. (1989) señala que el pH óptimo para el cultivo de tilapia va de 6.5 a 9.0.

La concentración de NH_3 no ionizado no presentó diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los tratamientos (Cuadro 4) (Anexo 5). Boyd (1982) manifiesta que el pH y la temperatura tienen influencia directa sobre la concentración de amoníaco no ionizado.

Colt & Armstrong (1981 citado por Chen et al. 1988) citan que a pH altos incrementan el porcentaje de amoníaco no ionizado (NH_3) siendo esta la forma de amonio más tóxica para las especies acuáticas. Redner & Stickney (1979 citado por Pullin et al. 1982) demostraron que *S. aureus* puede tolerar 2.4 ppm de amonio no ionizado (LD_{50} , 48 hr).

Smith & Piper (1975 citado por Boyd 1979) mencionan que concentraciones de NH_3 pueden causar cambios patológicos en los órganos y tejidos en peces. Niveles altos de amoníaco no ionizado afectan la permeabilidad de las membranas de los animales acuáticos (Boyd, 1982). Estos cambios histológicos pueden ser agravantes para incrementar la susceptibilidad de los organismos al ataque de patógenos.

Hopkins et al. (1995) reportó que al aumentar las cantidades de alimento por día incrementan las cantidades de nitrógeno en la columna de agua influyendo en la cantidad de NH_3 no ionizado. Las altas densidades de organismos acuáticos y altas cantidades de alimento suplementario pueden provocar un incremento en las concentraciones de amonio (Boyd, 1982). Sin embargo, Boyd (1982) manifiesta que parte del amonio puede ser absorbida por las plantas algunas bacterias oxidan la amoníaco a nitratos o perderse por volatilización.

Los niveles mínimos promedios de oxígeno no presentaron una diferencia significativa entre los tratamientos ($P < 0.05$) a lo largo del ensayo. (Anexo 5). Esto se debió posiblemente a que la aireación que se mantuvo a lo largo del experimento. En promedio la concentración de oxígeno en las primeras horas de la mañana se mantuvieron arriba de 5

ppm. Niveles de oxígeno superiores a 3 ppm son los recomendables para el cultivo de camarón y tilapia (Coche 1982; citado por Donoso 1995). Valores inferiores a 3 ppm de oxígeno afectan la capacidad metabólica del camarón (Cliford, 1992). Medidas de O.D. de 2 ppm pueden iniciar un proceso de estrés en los peneidos haciéndolos más vulnerables al ataque de microorganismos (Pretto 1994). Boyd (1979) recomienda para peces niveles de O.D. superiores a 1 ppm.

Durante los 100 días que duró el ensayo se registraron descensos de oxígeno inferiores a 3 ppm en varias ocasiones en el agua de las 12 pilas. Las mayores reducciones de O.D fueron en el tratamiento donde se sembró 17 camarones/m² con 4 tilapias/m² alcanzando por 30 veces estos valores mínimos. En el tratamiento con 17 camarones/m² con 2 peces/m² se registraron 21 veces niveles bajos de O.D.. El monocultivo de camarones (17 camarones/m²) tuvo 18 veces valores inferiores de 3 ppm de O.D.. Estas reducciones de O.D. nos demuestra que el número de organismos por m² pueden influir en la disponibilidad de este elemento, por lo que necesario mantener una aireación permanente para contrarrestar este efecto. (Figura 8).

No se presentó diferencia entre las temperaturas mínimas y máximas de agua en los tratamientos. En este estudio, las temperaturas mínimas de las primeras 5 semanas (Agosto-Septiembre) se mantuvieron entre 26 y 27 °C y con temperaturas máximas de 28 y 29 °C. Durante el mes de octubre la temperatura mínima osciló entre 25 y 26 °C, descendiendo paulatinamente durante las últimas 5 semanas a rangos de 25 y 23 °C (noviembre). Las temperaturas promedio máximas entre los meses de septiembre a noviembre se mantuvieron entre 27 y 25 °C. (Figura 9). Estos valores se mantuvieron adecuados para el cultivo de tilapia y camarón Hopher et al. (1989) manifiesta que en tilapia temperaturas menores a 20 °C reducen su actividad metabólica. Pretto (1994) recomienda para el cultivo de camarón niveles de temperatura entre 25 y 30 °C. Temperaturas inferiores a 25°C reducen su desarrollo.

Hubo diferencias significativas ($P < 0.05$) en las densidades finales de los camarones por efecto de la cantidad sembrada de peces (2 y 4 peces/m²). Se encontró mayores densidades finales de peneidos en el monocultivo (5.9 camarones/m²) que para los dos policultivos (2.6 camarones/m²). (Anexo 2).

La alta tasa de mortandad en los peneidos y las diferencias en las densidades en el presente estudio se pudo deber a varios factores:

* El análisis de correlación indicó que a mayor densidad de tilapias (0,2 y 4 tilapias/m²) la sobrevivencia de los peneidos fue afectada ($r = -0.85$; $P < 0.004$). El resultado es altamente significativo ($P < 0.004$) al comparar la sobrevivencia del camarón. (Anexo 7).

* Al estrés que pudieron haber sufrido al momento de realizar los muestreos para tomar las medidas de crecimiento.

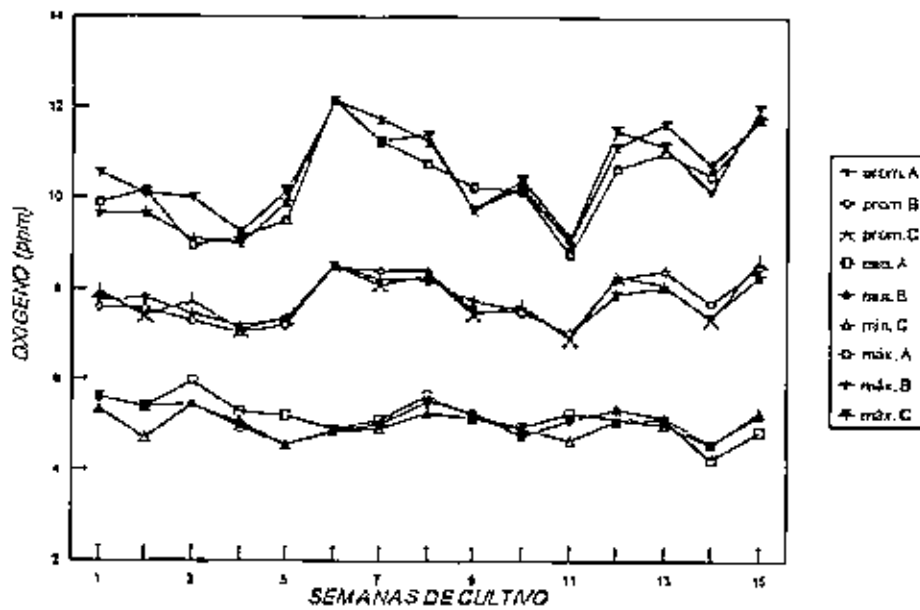


Figura 8. Concentración máxima, mínima y media de oxígeno disuelto en el agua de 12 pilas de concreto sembradas en monocultivo de camarones (A) y policultivo de camarones con peces (B: 2 peces/m² y C: 4 peces/m²) (agosto-diciembre). E.A.P., Honduras 1995.

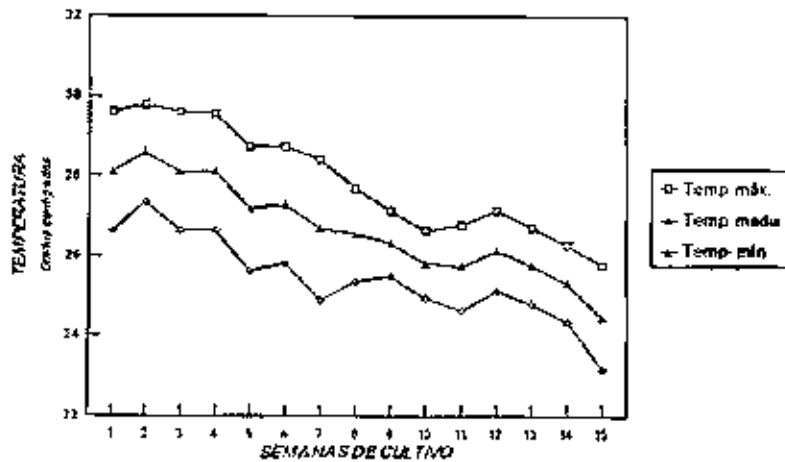


Figura 9. Temperatura promedio máxima, mínima y media del agua de 12 pilas de concreto sembradas con camarones en monocultivo y camarones con 2 y 4 peces/m² durante los 100 días de cultivo. E.A.P., Honduras, 1995.

4.3 Sintomatología de enfermedades.

Durante el período que duró el experimento se pudieron detectar diversos síntomas que afectaron el crecimiento, desarrollo y Sobrevivencia de los camarones. Los camarones presentaron una coloración opaca y no normal a lo largo de todo su cefalotorax y abdomen. La coloración que toman los camarones esta de acuerdo a la calidad del agua, así un color blanco es característico de buenas condiciones de calidad de agua y buenas condiciones alimenticias, mientras que coloraciones opacas -café- o -azules-, son indicativos de una mala calidad del agua, presencia de patógenos y en algunos casos deficiencias nutricionales (Palomino, 1995; Iturbide, 1995).

La actividad de los peneidos en el agua fue normal. No se observó letargo en los crustáceos. El letargo es atribuido a cambios de temperatura, salinidad, descensos de oxígeno o mudas (Baticados et al., 1990).

Al momento de la cosecha los camarones presentaron una textura flácida (suave). La flacidez se lo puede atribuir al estrés del monitoreo, a la calidad del agua y al periodo transitivo de cambio de exoesqueleto (mudas).

Se observó una alta cantidad de hongos concentrados entre el tercer y cuarto segmento del abdomen. Hubo presencia también en el telson, urópodos, celalotorax y ojos. Johnson (1990) describe a los hongos como plantas microscópicas de estructura tubular asociadas con los camarones juveniles y adultos. Baticado et al. (1990) menciona que la micosis larval puede infectar a huevecillos y todo estado larvario llegando a causar un 100% de mortalidad en solo dos días afectando su sistema respiratorio.

Al finalizar el ensayo se detectó la presencia de puntos necróticos en diversos puntos del cuerpo del animal acentuándose más en el tercero y cuarto segmento del abdomen y en los urópodos. La necrosis es una enfermedad se caracteriza por manchas opacas blanquecinas en el abdomen. Johnson (1990) y Baticado et al. (1990) señalan que la necrosis es causada por un estrés constante de factores que influyen en la calidad de agua. Estos factores son: fluctuaciones de oxígeno, temperatura, salinidad y pH. Si los camarones son expuestos a estas condiciones adversa por periodos cortos estas manchas pueden desaparecer, caso contrario causan laceraciones convirtiéndose en un foco de entrada para patógenos (Johnson, 1990).

En los camarones cosechados se encontraron deformidades en el abdomen y en las anténulas. Las deformaciones pueden deberse a una forma compleja de interacciones entre el medio ambiente, la dieta y los genes de expresión (Johnson, 1990). El mismo autor señala que las deficiencias nutricionales (vitamina C) causan una mala formación de la cutícula al realizar la muda, y que, la poca selección natural también incrementan el número de individuos deformes.

La identificación del tracto digestivo en los peneidos ayudó a determinar la cantidad de alimento que habían ingerido. Pocos animales tenían el tracto lleno o vacío. La mayoría

presentaba un intestino semi lleno. Esto nos demuestra que tan estresados estaban los camarones para que consuman alimento. Esto pudo haber sido causado por las condiciones del medio acuático y la infestación de enfermedades.

Al finalizar el ensayo se notó un efecto de canibalismo generalizado en todos los tratamientos. Al revisar sus apéndices a muchos camarones les faltaban las anténulas y algunos los periópodos. Este efecto se da cuando hay altas densidades en los estanques, siendo más susceptibles los camarones letárgicos (Palomino, 1995; Iturbide, 1995).

Al ser observados los peneidos bajo el microscopio se pudo identificar algunos síntomas de enfermedades que posiblemente afectaron la sobrevivencia, crecimiento y desarrollo de los camarones. Los síntomas identificados fueron los siguientes:

* A los 100 días de cultivo los camarones presentaron destrucción del hepatopáncreas y células hepáticas del tracto digestivo, síntomas característicos de *Baculovirus penaei*. Batizado et al. (1990), menciona que la presencia de este virus causa pérdida en el apetito, retardo en el crecimiento y pudrición del exoesqueleto por ataque bacteriano.

* Varios camarones cosechados al ser examinados presentaron túbulos hepatopancreáticos destruidos y necróticos, característicos de una enfermedad conocida como *Hepatopancreatitis necrotizante* (NHP). Esta es una enfermedad que causa grandes pérdidas económicas en cultivos de *P. vannamei* y es considerado como el resultado de uno o más agentes de tipo rickettsia (Krol et al., 1991; Freiler et al., 1992; Lightner et al., 1992; citado por Lightner, 1994).

* A los 38 días de siembra se detectaron síntomas de vibriosis (*Vibriosis luminiscente*). Estos desaparecieron después de un intercambio natural de agua (lluvias). Los síntomas que presenta esta enfermedad son: debilitamiento de las larvas, coloración opaca y exhibición luminiscente verde observada en un medio oscuro (Batizado et al., 1990).

* A la cosecha se detectaron protozoos del tipo *Espistilis*, *Zoothamnium* y *Vorticella* en las branquias de algunos peneidos. Batizado et al. (1990) señala que la sintomatología de la infestación protozoica es: dificultad en sus movimientos y vías respiratorias cuando se presentan en varios apéndices y agallas respectivamente, asenuándose más cuando los niveles de oxígeno son bajos y causa una reducción en el consumo voluntario.

* Al observar el tracto digestivo de los peneidos se detectó la presencia de Gregarinas. Estos parásitos causan una reducción en la ingestión de alimento afectando su normal crecimiento (Palomino, 1995). Lightner (1994) menciona que estos protozoos ingresan al tracto digestivo por ingestión de hospederos secundarios infestados.

V. CONCLUSIONES

Según los resultados de la presente investigación se concluyó que:

- 1.- la tilapia influyó negativamente sobre la sobrevivencia de los camarones en policultivo.
- 2.- el policultivo de camarones con peces resultó ser 5 veces más productivo que el monocultivo de camarones.
- 3.- no hubo diferencia significativa entre los pesos promedios finales para los camarones en monocultivo y en policultivo con tilapia.
- 4.- se detectó una relación positiva entre la densidad de siembra de los peces y la cantidad de clorofila "a" en el agua ($r^2= 0.67$).
- 5.- no se detectó ningún problema con la calidad del agua (NH_4 , NO_2 , temperatura y concentración de oxígeno disuelto).

VI. RECOMENDACIONES

- 1.- En países como Ecuador y Honduras el policultivo de camarones y peces se ha convertido en una alternativa de producción para reducir riesgos económicos y es conveniente dar continuidad a este tipo de trabajo.
- 2.- Se debe realizar otras investigaciones similares evaluando otros parámetros alimenticios, otras densidades de peces con camarones, diferentes densidades de camarones sobre una misma densidad de peces y distintos sustratos.
- 3.- Para futuras investigaciones se debe realizar un monitoreo más minucioso de la calidad del agua en los tanques.
- 4.- Es aconsejable organizar más réplicas de este experimento en fincas comerciales donde las condiciones son más apropiadas para el policultivo.

VII. BIBLIOGRAFIA

- ACEITUNO, C. 1995. Producción de Tilapia nilotica en Zamorano, Honduras. Zamorano, Hon., Escuela Agrícola Panamericana/EAP. (Comunicación personal).
- AKILOS, O.; SHELTON, W. 1983. Androgen and Strogen sex Reversal in Tilapia honorum. International Symposium on Tilapia in Acuaculture. Israel. p.165-172.
1994. Alimentos balanceados habrían originado el Síndrome de Taura. Sector Revista Agropecuaria. (ECU). no. 3. 7-8 p.
- ANCHUDLA, A. 1993. Mortandad en piscinas por efectos tóxicos. Camaroneros al borde del abismo. El Universo, Guayaquil (ECU); Nov. 23:
- BALARIN, J. 1979. Tilapia: A guide to their biology and culture in Africa. U.K., University of Stirling. p 27-31.
- BARDACH, J.; RYTHER, J.; MACLARNEY, W. 1992. Acuacultura: Crianza y Cultivo de Organismos Marinos y de Agua Dulce. México. Méx. AGT Editor. p. 288-315.
- BATICADOS, M.C.; CRUZ- LACIERDA, E.R.; DE LA CRUZ, M.C.; DUREMDEZ-FERNANDEZ, R.C.; GACUTAN, R.Q.; LAVILLA-PITOGO, C.R.; LIO-PIO, G.D. 1990. Diseases of Penaeid shrimps in the Philippines. Tigbauan, Iloilo, Philippines. Aquaculture Department Southeast Asian Fisheries development Center / SEAFDEC. 46 p.
- BOYD, C.E.; 1989. Water Quality Management and Aeration in Shrimp Farming. Alabama, EE.UU., Auburn University Agriculture Experiment Station, . 83 pp.
- _____ 1989. Water quality management and aeration in shrimp farming. Alabama, EE.UU., Alabama Agricultural Experimental Station. 83 p.
- _____ 1982. Water quality management for pond fish culture: Developments in aquaculture and fisheries science. Alabama, EE.UU., Elsevier. 318p.
- BROCK, J.; GASE, R.; LIGHTNER, D.; HASSON, K. 1995. An over view on Taura Syndrome an important disease of farmed Penaeus vannamei. Swimming through trouble water proceedings of the special session on shrimp farming. California, EE.UU. World Aquaculture Society. 25p.

- CARRO-ANZALOTTA, A.E.; MCGINTY, A.S. 1986. Effects of stocking density on growth of *Tilapia nilotica* cultured in cages in ponds. World Aquaculture Society. 17(1-4):
- CHEN, J.C.; LUI, P. CH.; LIN, Y. T. 1988. Super intensive of red-tailed shrimp *Penaeus penicillatus*. Aquaculture Society. 19(3): p.
- DE SILVA, S.S.; PERERA, M.K. 1985. Effects of dietary protein level on growth, food conversion, and protein use in young *Tilapia nilotica* at four salinities. Transactions of the American Fisheries Society. 114: p. 584-589.
- DIRECCION GENERAL DE PESCA (DIGEPESCA). 1989. El manejo de la tilapia en estanques y jaulas, su utilización. Guayaquil, Ecu. Ministerio de industrias, comercio, integración y pesca. 28 p.
- DONOSO, G.E. 1995. Crecimiento de tilapia (*O. niloticus*) en jaulas usando dos dietas en dos lugares del Zamorano. Tesis: Ing. Agr., Zamorano, Hond., Escuela Agrícola Panamericana / EAP. p. 1-18.
- EFFECTO DEL MEDIO AMBIENTE EN EL SINDROME DE TAURA (1994, Guayaquil, Ecu.). 1994. Diagnóstico del Síndrome de Taura en el estuario interior del Golfo de Guayaquil. Ed. por Dr. Yoong Francisco. Guayaquil, Ecu. Universidad Agraria del Ecuador. p. 39-47.
- EFFECTO DEL MEDIO AMBIENTE EN EL SINDROME DE TAURA (1994, Guayaquil, Ecu.). 1994. Selección, control y manejo de los fungicidas para combatir la Sigatoka Negra. Ed. por Ing Gambarrotti Gavilanez. Guayaquil, Ecu. Universidad Agraria del Ecuador. p. 6-13.
- ESPINOSA, G. 1995. Diagnóstico y evaluación de enfermedades: Síndrome de Taura. Zamorano, Hond., Granjas marinas de San Bernardo. (Comunicación personal).
- GUERRERO, R.D.III. 1975. Use of Androgens for the Production of All-Male *Tilapia aurea*. Department of Fisheries and Allied Aquaculture. Auburn University. Auburn, Alabama. p.342-347
- _____ ; GUERRERO, L.A. 1988. Feasibility of Commercial Production of Sex-Reversed Nile Tilapia Fingerlings in the Philippines. The Second International Symposium on Tilapia in Aquaculture. Thailand. p.183-186.
- HEPHER, B.; PRUGININ, Y. 1989. Cultivo de Peces Comerciales. 2 ed. México, Méx. Limusa. p. 94-107.
- HOPKINS, J.D.; SANDIFER, A.P.; BROWDY, L.C. 1995. Effect of two feed protein levels and feed rate combinations on water quality and production of intensive

shrimp ponds operated without water exchange. World Aquaculture Society. 19(3): p. 93-97.

III CENTRAL AMERICA SHRIMP FARMING SYMPOSIUM (1995, Tegucigalpa, Hond.). 1995. Brackishwater Culture of Tilapia: The Potential for Polyculture with Shrimp. Ed. por Green, B.W. s.l., s.n. p.1-3.

INTERNATIONAL WORKSHOP ON FISH PONDS IN WETLANDS MAINTAINANCE AND/OR CREATION. (1994, Ustron, Polonia.). 1994. Marine shrimp culture development in southern Honduras. Ed. por Meyer, D.E. s.l., s.n. Sp.

JOHNSON, S. 1990. Handbook of shrimp diseases. Alabama, EE.UU., departament of wildlife and fisheries science. Texas A&M University. 20p.

LEBER, K.M.; PRUDER, G.D. 1988. Using Experimental Microcosmos in Shrimp Research: The Growth-Enhancing Effect of Shrimp Pond Water. World Aquaculture Society. 19(4): p.197-203.

MACINTOSH, D.J.; SINGH, T.B.; LITTLE, D.C; EDWARDS, P. 1988. Growth and Sexual Development of 17-alfa methyltestosterone and Progesterone-Treated Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) Reared in Earthen Ponds. The Secons International Symposium on Tilapia in Aquaculture. ICLARM Conference Proceeding. Thailand. p.457-463.

MEYER, D.E. 1995. Apuntes para el cultivo de tilapia (*Oreochromis niloticus*). Zamorano. Hond. Escuela Agrícola Panamericana / EAP. 44p.

_____; LEYVA, C. 1993. Estrategias de Alimentación y el Cultivo de Camarones Peneidos en Honduras. Zamorano, Hond., Escuela Agrícola Panamericana. Honduras / EAP. 7 p.

_____. s.f. Reproducción de Camarones de Agua Salada del Género *Panaeus*. Zamorano, Hond., Escuela Agrícola Panamericana. Honduras / EAP. s.p.

PALOMINO, R.; ITURBIDE, K. 1995 Diagnóstico y evaluación de enfermedades. Zamorano, Honduras. (Comunicación personal).

PERSCHBACHER, P.W.; LORIO, W.J. 1993. Filatration rates of catfish pod phytoplankton by Nile Tilpia *Oreochromis niloticus*. World Aquaculture Society. 24(3): p. 434-437.

PRETTO, R.M. 1994 Manual de cría de camarones peneidos en estanque de aguas salobres. Panamá, Pan., Editorial Guillermo Ríos Durán. p. 6-8.

- PULLIN, R.S.; LOWE-McCONNELL, R.H. 1982. The biology and Culture of tilapias. Manila-Philippines. ICLARM. 432p.
- ROUSE, B.D.; EL NAGGAR, G.O.; MULLA, M.A. 1987. Effects of stocking size and density of Tilapia on *Macrobrachium rosenbergii* in policulture. World Aquaculture Society. 18(2): p. 57-60.
- ROUSE, D.R.; STICKNEY, R.R. s.f. Evaluation of the potential of *Macrobrachium rosenbergii* in monoculture with *Tilapia aurea*. Alabama, EE.UU., departament of wildlife and fisheries science Texas A&M University. 25 p.
- SANTOS, A. 1992. Evaluación de dos niveles de proteína cruda en la alimentación de camarón blanco (*P. vannamei*) y camarón azul (*P. stylirostris*) cultivados bajo condiciones de salinidad creciente. Tesis: Ing. Agr.. Zamorano, Hond. Escuela Agrícola Panamericana / EAP. p.5-10.
- SEMINARIO INTERNACIONAL DE CAMARONICULTURA (1994, Mazatlán, Méx.). 1994. Patología del camarón: enfermedades de mayor importancia para la industria camaronícola en los peneidos. Ed. por Lightner, D. Trad. por Juan Carlos Solís. Mazatlán, Méx., s.c.
- SIMPOSIO CENTROAMERICANO SOBRE CAMARÓN CULTIVADO (1991, Tegucigalpa, Hond.). 1991. Manejo de una granja semi-intensiva: La experiencia de la acuicultura Fonseca, Choluteca, Honduras. Ed. por Williams, C.; Wong, I. Tegucigalpa, Hond., Federación de productores y exportadores agropecuarios y agroindustriales de Honduras/FPX. p. 323-341.
-
- (1991, Tegucigalpa, Hond.). 1991. Estrategias de alimentación para un cultivo semi-intensivo en Honduras. Ed. por Amaya, O. Tegucigalpa, Hond., Federación de productores y exportadores agropecuarios y agroindustriales de Honduras/FPX. p. 444-445.
-
- (1991, Tegucigalpa, Hond.). 1991. The production of *Penaeus vannamei* and all-male tilapia hybrids in polyculture systems for export: a new aquaculture strategy for Central America. Ed. por Cohen, D. .
-
- (1991, Tegucigalpa, Hond.). 1991. Apuntes sobre el cultivo de camarón marino en américa central. Ed. por la Organización Latinoamericana de Desarrollo Pesquero (OLDEPESCA). Tegucigalpa, Hond., Federación de productores y exportadores agropecuarios y agroindustriales de Honduras/FPX. p. 119-122.

- (1991, Tegucigalpa, Hond.). 1991. Situación actual del cultivo de camarones en Panamá; memorias. Ed. Por Tuñón, H.L. Tegucigalpa, Hond., Federación de productores y exportadores agropecuarios y agroindustriales de Honduras/FPX. p. 191-202.
- (1991, Tegucigalpa, Hond.). 1991. Calidad y Mercadeo de camarones de estanques; memorias. Ed. por Rodríguez, G.M.; Van, S.E. Tegucigalpa, Hond., Federación de productores y exportadores agropecuarios y agroindustriales de Honduras/FPX. p.18-19
- (1991, Tegucigalpa, Hond.). 1991. Efecto de la tasa de fertilización inorgánica y calidad de agua sobre el crecimiento y economía en el cultivo semi-intensivo del camarón cultivado spp en Granjas Marinas de San Bernardo Choluteca, Honduras; memorias. Ed. por Rodríguez, R.; O'hara, O.J.; Teichert, C. Tegucigalpa, Hond., Federación de productores y exportadores agropecuarios y agroindustriales de Honduras/FPX. p.409
- TEICHER-CODDINGTON, D.R.; RODRIGUEZ, R. 1995. Semi-intensive Commercial Grow-out of *Penaeus vannamei* Fed Diets Containing Differing Levels of Crude Protein During Wet and Dry Season in Honduras. World Aquaculture Society. 26(1): p.72 -79.
- THE SECOND INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON TILAPIA IN AQUACULTURE. (1987, Bangkok, Thailand). 1988. Feasibility of Comercial Production of Sex-Reversed Nile Tilapia Fingerlings in the Philippines. Ed. por Guerrero, R.D. III; Guerrero, L.A. Manila, Thailand. Department of fisheries, Thailandia. p. 183-186.
- VILLALON, J. 1991. Practical Manual for Semi-Intensive Commercial Production of Marine Shrimp. Texas, EE.UU., Texas A&M University Sea Grant College Program. 104 p.
- WHEATON, F.W. 1982. Acuacultura: Diseño y construcción de sistemas. . 1ed. México, Méx., A.G.T. Editor. 701p.

VIII ANEXOS

Anexo 1. Análisis de varianza (ANDEVA) para el mono y policultivo de camarón.

VARIABLE	C.V.	R ²	P < 0.05
GANANCIA NETA ¹	20.9	0.01	0.9641 n.s.
SOBREVIVENCIA	8.8	0.97	0.0001 **
BIOMASA	27.3	0.78	0.0105 **
DENSIDAD	8.8	0.97	0.0001 **

¹ Ganancia de peso neto en los 100 días del ensayo.

Anexo 2. Análisis de separación de medias para el monocultivo de camarón (A) y el policultivo de camarón con 2 (B) y 4 (C) peces/m².

VARIABLES

TRAT.	BIOMASA PROMEDIO (gr/7.5 m ²)	SOBREVIVENCIA (%)	DENSIDAD (ind/m ²)
A	431.1 ^a	34.9 ^a	5.9 ^a
B	188.6 ^b	15.6 ^b	2.6 ^b
C	191.7 ^b	15.9 ^b	2.7 ^b

^{ab} Medias con la misma letra no fueron significativas a un $\alpha < 0.005$.

Anexo 3. Análisis de varianza (ANDEVA) para las dos densidades de tilapia (2 y 4/m²) en policultivo con tilapia.

VARIABLE	C.V.	R ²	P < 0.005
GANANCIA NETA ¹	11.2	0.9	0.0039 **
SOBREVIVENCIA	9.2	0.2	0.3677 n.s.
BIOMASA	20	0.29	0.2675 n.s.
DENSIDAD	7.7	0.97	0.00003 **

¹ Ganancia de peso neto a los 100 días del ensayo.

Anexo 4. Análisis de separación de medias para las dos densidades de tilapia (B: 2/m² y C: 4/m²).

VARIABLES			
TRAT.	GANANCIA NETA (gr)	SOBREVIVENENCIA (%)	DENSIDAD (peces/m ²)
B	145.1 ^a	91.1 ^a	3.6 ^a
C	82.6 ^b	84.4 ^a	1.7 ^b

^{ab} Medias con la misma letra no fueron significativas a un $\alpha < 0.005$

Anexo 5. Análisis de varianza para las variables de calidad de agua del ensayo de monocultivo de camarón y policultivo de camarón con 2 y 4 peces/m².

VARIABLE	C.V.	R ²	P<0.05
TURBIDEZ	14.5	0.67	0.0353 **
TAN ¹	21.81	0.12	0.6713 n.s.
pH	2.96	0	0.9900 n.s.
CLOROFILA A	63.99	0.47	0.1510 n.s.

¹TAN = Total amonio nitrato.

Anexo 6. Análisis de separación de medias para las variables de calidad de agua en los tratamientos de monocultivo de camarón y policultivo de camarón con 2 peces/m² (B) y 4 (C) peces/m².

VARIABLES					
TRAT.	TURBIDEZ Z (cm)	TAN (mg/l)	NH ₃ ^R (mg/l)	pH	CLOROFILA A (mg/l)
A	61.4 ^a	0.91 ^a	0.20 ^a	8.3 ^a	142.7 ^a
B	44.9 ^b	0.77 ^a	0.14 ^a	8.3 ^a	258.3 ^a
C	42.4 ^b	0.96 ^a	0.17 ^a	8.3 ^a	493.3 ^a

^{ab} Medias con la misma letra no fueron significativas a un $\alpha < 0.005$.

^R Amoníaco no ionizado.

Anexo 7. Análisis estadístico de varianza entre la sobrevivencia de camarón, ganancia de peso, biomasa, densidad, clorofila "a" y turbidez en relación a la densidad de tilapias.

Model: MODEL1

Dependent Variable: Sobrevivencia del camarón. SC

Analysis of Variance

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Prob>F
Model	1	542.07015	542.07015	17.769	0.0040
Error	7	213.54905	30.50701		
C Total	8	755.61920			

Root MSE	5.52331	R-square	0.7174
Dep Mean	22.13333	Adj R-sq	0.6770
C.V.	24.95474		

Parameter Estimates

Variable	Parameter	DF	Standard Estimate	T for H0: Parameter=0	Prob > T
INTERCEP	1	31.638333	2.91104254	10.868	0.0001
DENS	1	-4.752500	1.12744193	-4.215	0.0040

CORRELATION ANALYSIS

Pearson Correlation Coefficients / Prob > |R| under Ho: Rho=0 / N = 9

	SC	GANCOS	BIO	COLORO	TUR	DC
DENS	-0.84699 0.0040	-0.10594 0.7862	-0.76044 0.0174	0.67080 0.0480	-0.75462 0.0188	-0.84387 0.0042

Model: MODEL1

Dependent Variable: BIOMASA (BIO)

Analysis of Variance

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Prob>F
Model	1	85987.69307	85987.69307	9.598	0.0174
Error	7	62712.68896	8958.95557		
C Total	8	148700.38202			

Root MSE	94.65176	R-square	0.5783
Dep Mean	270.45556	Adj R-sq	0.5180
C.V.	34.99716		

Parameter Estimates

Variable	Parameter	DF	Standard Estimate	T for H0:	arameter=0	Prob > T
INTERCEP		1	390.168889	49.88585740	7.821	0.0001
DENS		1	-59.856667	19.32070949	-3.098	0.0174

Model: MODEL1

Dependent Variable: CLOROFILA (CL)

Analysis of Variance

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Prob>F
Model	1	184450.66667	184450.66667	5.727	0.0480
Error	7	225468.22222	32209.74603		
C Total	8	409918.88889			

Root MSE	179.47074	R-square	0.4500
Dep Mean	298.11111	Adj R-sq	0.3714
C.V.	60.20263		

Parameter Estimates

Variable	Parameter	DF	Standard Estimate	T for H0:	Parameter=0	Prob > T
INTERCEP		1	122.777778	94.58938458	1.298	0.2354
DENS		1	87.666667	36.63431112	2.393	0.0480

Model: MODEL1

Dependent Variable: GANANCIA A COSECHA (GANCOS)

Analysis of Variance

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Prob>F
Model	1	0.26882	0.26882	0.079	0.7862
Error	7	23.68114	3.38302		
C Total	8	23.94996			

Root MSE	1.83930	R-square	0.0112
Dep Mean	9.50222	Adj R-sq	-0.1300
C.V.	19.35651		

Parameter Estimates

Variable	DF	Parameter Estimate	Standard Error	T for H0: Parameter=0	Prob > T
INTERCEP	1	9.713889	0.96939555	10.021	0.0001
DENS	1	-0.105833	0.37544528	-0.282	0.7862

Model: MODEL1

Dependent Variable: TURBIDEZ (TUR).

Analysis of Variance

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Prob>F
Model	1	539.03282	539.03282	9.259	0.0188
Error	7	407.53838	58.21977		
C Total	8	946.57120			

Root MSE	7.63019	R-square	0.5695
Dep Mean	49.60000	Adj R-sq	0.5080
C.V.	15.38344		

Parameter Estimates

Variable	DF	Parameter Estimate	Standard Error	T for H0: Parameter=0	Prob > T
INTERCEP	1	59.078333	4.02146218	14.691	0.0001
DENS	1	-4.739167	1.55750561	-3.043	0.0188

Model: MODEL1

Dependent Variable: DENSIDAD DE CAMARON (DC).

Analysis of Variance

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Prob>F
Model	1	15.45615	15.45615	17.316	0.0042
Error	7	6.24821	0.89260		
C Total	8	21.70436			

Root MSE	0.94478	R-square	0.7121
Dep Mean	3.74778	Adj R-sq	0.6710
C.V.	25.20895		

Parameter Estimates

Variable:	DF	Parameter Estimate	Standard Error	T for H0: Parameter=0	Prob > T
INTERCEP	1	5.352778	0.49794042	10.750	0.0001
DENS	1	-0.802500	0.19285150	-4.161	0.0042