



UNIVERSIDAD DE GUAYAQUIL
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES
ESCUELA DE BIOLOGÍA

TRABAJO DE GRADO

Previo a la obtención del Título de

BIÓLOGO

**DETERMINACIÓN DE PATÓGENOS EN LANGOSTA AUSTRALIANA *Cherax*
quadricarinatus (VON MARTES) PRESENTES EN EL EMBALSE CHONGÓN,
PROV. GUAYAS.**

AUTOR:

José Luis Mena Jaén

Guayaquil – Ecuador

2013.

© Derechos de Autor
José Luis Mena Jaén.

Dr. Pedro Viteri Avellaneda.
Consejero Académico

UNIVERSIDAD DE GUAYAQUIL
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES
ESCUELA DE BIOLOGÍA

HOJA DE APROBACIÓN DE TRABAJO DE GRADO

**DETERMINACIÓN DE PATÓGENOS EN LANGOSTA AUSTRALIANA *Cherax*
quadricarinatus (VON MARTES) PRESENTES EN EL EMBALSE CHONGÓN,
PROV. GUAYAS.**

Blga. Mirella Cadena Infante

Presidente del Tribunal.

Blga. Elba Mora de Baños, MSc.

Miembro del Tribunal

Dra. Matilde Cornejo de González, MSc

Miembro del Tribunal

Abg. Jorge Solórzano Cabezas

Secretario de la Facultad

DEDICATORIA.

La presente investigación va dedicada a mi hija María José por llenar de alegría mi corazón y ser la fuente de inspiración para seguir adelante. A mis padres por ser el pilar más importante, por formarme con buenos sentimientos, hábitos y valores, por demostrarme siempre su cariño y apoyo incondicional en este arduo camino para convertirme en un profesional.

AGRADECIMIENTOS.

A Dios primeramente, por permitirme llegar a este momento tan importante en mi vida

A mis hermanos Marcos, Luis y Ronaldo por brindarme su apoyo para afrontar los retos que se me han presentado en el transcurso de mi carrera.

A todos mis amigos y compañeros de la Facultad de Ciencias Naturales gracias por su infinita generosidad, ayuda y ánimos. Gracias a mi amiga Daviña por su perdurable y sincera amistad y por haber logrado nuestro gran objetivo con mucha perseverancia.

A mis profesores, gracias por su tiempo, por su apoyo así como por la sabiduría que me transmitieron en el desarrollo de mi formación profesional. Gracias al Dr. Roberto Jiménez por brindarme información muy importante y ayudarme a complementar la idea para esta investigación, de igual manera gracias a la Blga. Elba Mora por el tiempo brindado en la estructuración de mi trabajo

A la Decana de la Facultad de Ciencias Naturales Dra. Carmita Bonifaz de Elao y al Coordinador del Seminario Blgo. Ariel Escobar por haber hecho posible la realización del seminario de graduación.

RESUMEN.

El presente trabajo determina la presencia de diversos patógenos que causan mortalidades y otros que viven como ectoparásitos comensales sin causar daños en el huésped. Las muestras fueron recolectadas en el embalse Chongón, Provincia del Guayas, durante los meses de Julio, Agosto y Septiembre del 2013.

El registro de estos patógenos pudo ser posible aplicando técnicas de análisis y montajes en fresco de exoesqueleto, branquias, hepatopáncreas, intestino, gónadas y musculo

Se detectó la presencia de Cianobacteria *Oscillatoria ssp.*, en el interior del intestino y *Anabaena ssp.* en branquias. De igual manera, se determinó la presencia de epibiontes ciliados como *Epistylis ssp.*, en el interior de branquias, y en la superficie del exoesqueleto. El ciliado *Trochilia ssp.*, pudo ser observado mediante montajes en fresco de branquias.

Se registró la aparición de Platelminfos Turbelarios y Temnocephalos como *Diceratocephala ssp.*, *Temnocephala ssp.* y *Craspedella ssp.*, desplazándose libremente y colonizando segmentos y órganos importantes de la *Cherax quadricarinatus*.

El total de muestras analizadas fueron noventa langostas, tomando en cuenta signos clínicos de enfermedad como letargia, parálisis, inactividad, recostado sobre la superficie dorsal, y muerte

En conclusión lo que más se observaron y registraron en el muestreo fueron los platelminfos 37%, seguidamente Trochilia 24%, y posteriormente Epistylis y Cianobacterias 19.5%.

Palabras claves: Temnocephalos, Ciliados, Cianobacterias, Craspedella, Diceratocephala, Epistylis, Trochilia, Montajes, Chongón.

ABSTRACT.

This study determines the presence of various pathogens that cause mortalities and other ectoparasites living as commensals without causing damage to the host. The Redclaw crayfish were collected in the reservoir Chongón, Guayas Province, during the months of July, August and September 2013.

Registration of these pathogens could be possible by applying analysis techniques and fresh mounts of exoskeleton, gills, hepatopancreas, intestine, gonads and muscle

Detected the presence of cyanobacteria *Oscillatoria* ssp., inside the intestine and *Anabaena* ssp. in gills. Similarly was determined the presence of ciliated epibiontes as *Epistylis* ssp., inside Gills and surface of the exoskeleton. The ciliated *Trochilia* ssp., could be observed through gills fresh mounts.

We recorded the occurrence of flatworms Turbellaria Platyhelminthes and Temnocephalos Platyhelminthes as, *Diceratocephala* ssp, *Temnocephalos* ssp and *Craspedella* ssp., moving freely and colonizing segments and important organs of the *Cherax quadricarinatus*.

The Redclaw crayfish analyzed were ninety, taking into account clinical signs of illness such as lethargy, paralysis, inactivity, lying on the dorsal surface and death.

In conclusion the most commonly observed and recorded in the specimens were flatworms 37%, Trochilia 24%, Epistylis and Cyanobacteria with 19.5%.

Keywords: Temnocephalos, Ciliates, Cyanobacteria, Craspedella, Diceratocephala, Epistylis, Trochilia, Mounts, Chongón

CONTENIDO

I.	INTRODUCCION.....	1
II.	ANTECEDENTES Y JUSTIFICACION.....	6
	2.1 PATOLOGÍAS REGISTRADAS EN EL GÉNERO CHERAX.....	9
	2.1.3 VIRUS.....	10
	2.1.4 BACTERIAS.....	12
	2.1.5 HONGOS.....	15
	2.1.6 PROTOZOARIOS.....	17
	2.1.7 PLATELMINTOS.....	18
	2.1.8 PSEUDOCLOMADOS, ASCHELMINTOS O BLASTOCLOMADOS	19
	2.2 TAXONOMIA Y DESCRIPCION MORFOLOGICA DE LA ESPECIE CHERAX QUADRICARINATUS.	20
	2.2.1 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA (C. QUADRICARINATUS)	20
	2.2.2 GENERALIDADES.....	20
	2.2.3 RANGO DESCRIPCIÓN.....	21
	2.2.4 DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA.....	21
	2.2.5 MORFOLOGÍA.....	21
	2.2.6 CICLO DE VIDA.....	22
	2.2.7 HÁBITAT Y ECOLOGÍA.....	22
	2.2.8 ALIMENTACIÓN EN MEDIO NATURAL.....	23
III.	OBJETIVOS.....	24
	3.1 OBJETIVO GENERAL	24
	3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	24
IV.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	25
	4.1 ÁREA DE ESTUDIO	25
	4.2 MATERIALES DE CAMPO.....	26
	4.3 MATERIALES DE LABORATORIO.....	26
	4.4 EQUIPOS	27
	4.5 METODOLOGIA DE CAMPO.....	27
	4.6 ENCUESTAS.....	28
	4.7 MÉTODOS DE LABORATORIO.....	28
V.	RESULTADO Y DISCUSION	36
VI.	CONCLUSIÓN.....	49
VII.	RECOMENDACIONES.....	50
VIII.	BIBLIOGRAFIA	51
IX.	GLOSARIO DE TERMINOS	62
X.	ANEXOS.....	67

I. INTRODUCCION.

Actualmente, las condiciones relacionadas sobre la sanidad en los cultivos de invertebrados adquieren cada vez gran importancia, la introducción de la langosta australiana en el Ecuador a partir del año 1994 (Rouse, 1994 y Romero, 1998), como cultivo intensivo, para la diversificación del mercado acuícola, ha conducido al desequilibrio de su entorno intra e inter orgánico, lo cual ha favorecido la propagación de patógenos (bacterias, hongos, virus, etc.), y el incremento de patologías hacia otros invertebrados que comparte su nicho ecológico (Rubio y Silveira. 2012).

En el Ecuador, la empresa que introdujo por primera vez la langosta australiana fue INACUA S.A a través de un sistema semi-intensivo en una granja piloto establecida en Lomas de Sargentillo en año 1994, seguidamente las empresas NAVIMAR S.A y RILDE S.A en 1995 emplearon un sistema intensivo, LOBSTAR. S.A en 1996 realizó estudios en genética, nutrición y reproducción para mejorar la calidad de la *C. quadricarinatus* (Romero, 1998 y Buendía *et al.*, 2011).

El objetivo primordial de la introducción al país de esta especie fué para potenciar su producción y venta al mercado alimenticio exterior; ya que por ser una especie exótica los precios de venta eran altos, lamentablemente no resultó rentable debido a problemas en su comercialización (Buendía *et al.*, 2011) y a la presencia de patógenos que condujeron a tener altas mortalidades que fueron estimadas en un 80% (Ponce *et al.*, 1999).

Después de la introducción de *C. quadricarinatus* en Ecuador, de acuerdo a reportes de un programa de encuestas, reveló la presencia de una variedad de enfermedades infecciosas que afectan a los animales cultivados en estanques (Romero y Jiménez, 1997), algunos de los microorganismos reportados para esta especie en Australia, también han sido registrados en Ecuador (Jiménez y Romero, 1997 y 1998 a, b y Romero *et al.*, 2000).

La langosta de agua dulce *Cherax quadricarinatus* tiene una características de ser altamente resistentes a enfermedades, de comportamiento agresivo y poco exigente en cuanto a la calidad del agua se refiere (Edgerton *et al.*, 2000).

Los agentes potencialmente patógenos para esta especie se encuentran generalmente en forma natural, muchos de ellos son oportunistas. Sin embargo, factores como la predisposición genética, contaminación del ambiente e intensificación de los métodos de producción, estresan a las langostas, reduciendo su respuesta inmunitaria, lo cual conduce a ser sensible a las enfermedades producidas especialmente por bacterias entero patógenas como *Vibrio sp.*, *Citrobacter sp.*, *Pseudomonas sp.*, *Acinetobacter sp.*, *Enterobacter sp.* y *Alcaligenes* (Romero, 1998 y Edgerton *et al.*, 2002), cuyo tropismo específico es el intestino anterior, medio y los túbulos hepatopancreáticos, causando necrosis del epitelio.

Anderson y Prior (1992) y Oejada *et al.*, (2002), citan agentes causales de tipo viral a los Baculovirus con cadena doble de ADN que infectan específicamente a crustáceos del género *Cherax*. Entre ellos el Virus Baciliformes Intranucleares (IBV) que afecta el hepatopáncreas (Claydon *et. al.*, 2004), produciendo enfermedad y mortalidad (Jiménez y Romero, 1998, Romero y Jiménez, 2002).

El Virus de la mancha blanca (White spot syndrome virus WSSV) es un patógeno que produce graves lesiones en crustáceos acuáticos, el cual infecta los tejidos mesodérmicos, ectodérmico, conectivo, nervioso, muscular, linfoide, gástrico, branquias, apéndices y glándula antenal (Unzueta-Bustamante *et al.*, 2004 y Edgerton, 2004).

Otro tipo de virus encontrados en la especie *Cherax* son Virus Baciliforme *Cherax quadricarinatus* (CqBV), Virus de tipo Giardiavirus (CGV), Reovirus mostraron infección en las células del hepatopáncreas y Parvovirus putativo presente en las branquias (Edgerton *et al.*, 1994 y 2000, Edgerton y Owens 1999 y Romero y Jiménez, 2002)

La infección causada por el microorganismo *Leucothrix* (*Leucothrix*-tipo organism LLO o RLO) fue observado en el epitelio cuticular, tejido conjuntivo esponjoso, hepatopáncreas y en huevos (Romero y Jiménez, 2002). Según los reportes de Saker y Eaglesham (1999), demostraron la presencia de una cianobacteria del orden Nostocales, especie *Cylindrospermopsis raciborskii*, la cual produce una cianotoxina tóxica, que se encuentra en el contenido intestinal de *C. quadricarinatus*.

Holdich y Crandall (2002) reportaron dos enfermedades denominadas Recubrimiento Cuticular Bacteriano (Gill Fouling) y la Enfermedad bacteriana del caparazón (Bacterial shell disease o Burn spot disease) o Enfermedad bacteriana quitinolítica, que se asocia tanto a hongos como a bacterias. Sin embargo, la colonización por bacterias quitinoclasticas afecta el exoesqueleto induciendo a la melanización y oscurecimiento en la cutícula. Un síndrome llamado necrosis del ojo (Eye Necrosis) que es la lesión completa de uno o ambos ojos, reportados en *C. quadricarinatus*, durante los meses más cálidos (Edgerton *et al.*, 1995).

Los registros por hongos en estadios juveniles y adultos, se han reportado el tropismo en tejidos ubicados en los segmentos abdominales, articulaciones de las patas, produciendo necrosis en la musculatura, parálisis y muerte de los animales (Luchini, 2004).

Otra de las infecciones causadas por especies de hongos son las relacionadas con *Fusarium solani*, *F. oxysporum*, *F. tabacinum*, *F. roseum*, los cuales fueron considerados patógenos oportunistas, causando infección después de un episodio de estrés, debido a alteraciones fisiológicas durante el proceso de muda (ecdysis) (Edgerton, 2002 y Barrera, 2006).

Varios reportes determinaron que la familia Parastacidae es altamente susceptible al hongo *Aphanomyces*, el cual produce la Plaga del hongo (Afanomicosis) o también llamada, peste del cangrejo de río, que condujo hasta 100% de mortalidad (Unestam, 1975).

Edgerton (2004) reportó la presencia de organismos fúngicos como *Ramularia astaci*, *Cephalosporium leptodactyli* y *Didymaria cambari*, relacionadas con la actividad quitinoclásticas, visualizados en los centros necróticos de las lesiones.

Otros agentes potenciales causales de enfermedades relacionadas con *Cherax* se encuentran los protozoarios como *Thelohania spp.*, *Pleistophora spp.*, *Ameson sp.*, y *Vavraia parastacida*, los cuales producen microsporidiosis sobre la parte delantera del cuerpo (cefalotórax) e internamente afectan al músculo cardíaco y las branquias y ocasionando la muerte (Luchini, 2004).

Se reportaron epibiontes representativos del género *Epistylis sp.*, *Zoothamnium sp.*, *Lagenophrys sp.*, *Vorticela sp.* y *Acineta sp.* en la parte externa (exoesqueleto) de las *C. quadricarinatus*. (Herbert, 1987 y Camacho y Chinchilla, 1989). La aglomeración de cilios peritricos, apostomados y succionadores presentes en la cutícula, exoesqueleto y branquias es llamada Fouling (Edgerton, 2002).

Trabajos sobre platelmintos en *C. quadricarinatus* afirman que viven como ectocomensales, asentándose sobre los márgenes laterales del cefalotórax, rostro, base de las pinzas, superficie ventral, antenas, anténulas, base de las patas y en las cavidades branquiales (Lamothe-Argumedo, 1983 y Luchini, 2004).

Otras especies de ectoparásitos reportados en *Cherax* son *Temnocephala sp.* que se asientan en la superficie externa de los huevos y *Diceratocephala spp.* que se desplazan sobre en el abdomen (Romero, 1998, Edgerton *et al.*, 2002 y Luchini, 2004).

Herbert (1987) en uno de sus trabajos reportó *Notodactylus sp.* en el cefalotórax. Sin embargo otros parásitos como *Actinodactylella spp.*, *Craspadella spp.*, *Decadidymus spp.* y *Didymorchis spp.* se alojan en las branquias del género *Cherax* (Rohde, 1987, Evans *et al.* 1992, Edgerton *et al.*, 2002 y Angus *et al.*, 2007). Trabajos realizados sobre la determinación de Nemátodos sobre las branquias, tejidos del corazón y la cuerda neural fueron observados y reportados que no causan ningún efecto sobre la salud (Herbert, 1987 y Luchini, 2004).

De este modo el presente trabajo determina las condiciones clínicas e histológicas de la langosta australiana por medio de microscopia óptica presenciando células bacterianas, parásitas y epibiontes.

II. ANTECEDENTES Y JUSTIFICACION.

La langosta australiana de agua dulce *Cherax quadricarinatus* fue identificada por Von Martens en el año 1868, es una especie físicamente fuerte que crece de forma relativamente rápida en una amplia gama de medios (Jones y Rusco, 1996 y Doupé *et al.*, 2004), presenta un comportamiento gregario, dieta flexible, buen desarrollo, resistente a variaciones de temperatura, pH y concentraciones de oxígeno disuelto (Karplus *et al.*, 1998). Tiene una gran importancia económica para la acuicultura, por lo que *C. quadricarinatus* fue introducido en muchos países del mundo (Mimbela, 2000).

El cultivo de la langosta de agua dulce *C. quadricarinatus*, también conocida como Redclaw, se inició en Australia, en 1984, lugar en el cual existía una industria para la producción de especies similares (Buendía *et al.*, 2011).

Debido a los conocimientos de manejo y producción establecidos, en el año 1992, surgió la idea de introducir la langosta de agua dulce en Ecuador, ya que en nuestro país contaba con las condiciones naturales necesarias para su cultivo y reproducción (Romero, 1998 y Buendía *et al.*, 2011)

Una entrevista realizada al Instituto Nacional de Pesca (INP) en 2004 afirmó que la población silvestre de *C. quadricarinatus* establecida en la Represa Chongón a partir del año 2003, tuvo mucho éxito en mantenerse y reproducirse naturalmente, se ha observado actividad pesquera por parte de los moradores cercanos a la zona, que capturan y venden regularmente junto a los linderos de la carretera que pasan por el lugar, generando así fuentes de empleo y aspectos económicos positivos para las comunidades rurales (Mora y Uyaguari, 2004 y Mora *et al.*, 2009)

Según reportes realizados por el Instituto Nacional de Pesca (INP), indicaron que el promedio de pescadores dedicados a la captura de este crustáceo en el Embalse Chongón varía de 30 a 40 personas asociados por cada cooperativa, sin embargo en el año 2009 Gobierno Provincial del Guayas (GPG) en un estudio realizado afirma que existen 120 pescadores asociados a las cooperativas pesqueras artesanales Casas Viejas

y San Pedro de Chongón, cuya captura de la langosta es de 4,5 a 20 Kg/ pescador. (Mora y Uyaguari, 2004 y Gobierno Provincial del Guayas, 2013).

La captura de la langosta por parte de los pescadores se la realiza a orillas del embalse a una profundidad de 1 a 5 m., en terrenos suaves, el número de trampas usadas para esta actividad oscila 25 a 60, con peso mayor a 30 gr. y tallas de captura de 10 cm de longitud (Pacheco *et al.*, 2004 y Gobierno Provincial del Guayas, 2013).

Según este reporte sugieren que la producción y captura de *C. quadricarinatus*, por no ser una actividad que está en el margen de ser sobre-explotada puede aumentar en los próximos años en la represa (Mora y Uyaguari, 2004).

Esta especie exótica de langosta se ha constituido dentro de las represas como medio sustentable para las poblaciones del lugar (Chongón, El Azúcar, San Juan, Daule-Peripa y la Esperanza), siendo esta especie un precursor económico que representa un valor agregado de US\$20 a 25 por cada 18.2 Kg (Pacheco *et al.*, 2004).

Dentro de esta área protegida, debido a que existen fuertes presiones por la expansión agrícola e industrial; así como, por los asentamientos e invasiones dentro de sus límites y los tratamientos químicos utilizados para el control de enfermedades y mejoramiento de la producción agrícola (abonos, fungicidas e insecticidas) y la ganadería, alteran la calidad del agua del embalse (ECOLAP y MAE, 2007).

Inicialmente en 1994, la introducción de la especie desde Australia, fue aproximadamente medio millón de ejemplares. Otras empresas a partir del año 1995, continuaron con el cultivo e introducción de la especie, constituyendo en los registros como las primeras 50 hectáreas del proyecto de 200 ha. en Ecuador (Romero, 1998 y Mora *et al.*, 2009). Sin embargo, en 1996 otra empresa desarrolla un sistema de producción conforme a las necesidades del sector, implementando un plan de estudios que incluye genética, nutrición, densidades y reproducción (Mora *et al.*, 2009).

No obstante, la producción en los sectores donde se introdujeron y cultivaban las langostas no continuó debido a la escasa capacidad de producción para abastecer el mercado, ya que se presentaron altas mortalidades relacionadas con patógenos del tipo (Bacterial, Viral, Protozario y Fúngicas) y problemas en la exportación. (Mora y Uyaguari, 2004 y Mora *et al.*, 2009).

Hasta el transcurso del 2012 el Instituto Nacional de Higiene era quien entregaba los Certificados Sanitarios para las exportaciones de productos pesqueros en estado fresco, a la Unión Europea, pero a inicios del 2013 la Agencia de Regulación y Control Sanitario (A.R.C.S.A) es la que se encarga de la misma.

REVISION DE LA LITERATURA.

2.1 PATOLOGÍAS REGISTRADAS EN EL GÉNERO CHERAX.

2.1.1 Patógenos relacionados con *C. quadricarinatus*

Los agentes patógenos se encuentran en el ambiente y, muchos de ellos son oportunistas; en especies de crustáceos introducidos, causando infecciones producidas por agentes patógenos como virus, bacterias, hongos, protozoarios, platelmintos y Aschelminths, las condiciones físicas, químicas y biológicas conducen a disminuir su interrelación y, por ende alteran la relación simbiótica entre sus grupos funcionales, lo que induce a la proliferación de agentes patógenos como indicadores clínicos de la especie.

Muchas enfermedades de tipos virales han cubierto un amplio rango de especies acuícolas como huéspedes. Varios reportes relacionados a patologías de Decápodos los han considerado como portadores potenciales de este tipo de patógenos, lo cual ha incidido en una fuente de transmisión horizontal y vertical de estas entidades (FAO, 2005).

La gravedad de la enfermedad dependerá del nivel de incidencia, prevalencia, tipo de patógeno, virulencia, patogenicidad, genética y el nivel de estrés al momento de estar expuestos al agente. Los factores que inciden en el estrés del animal se relaciona al manejo de calidad del agua, tipo de alimentación, variación térmica (Cuéllar-Anjel, 2008).

Unos reportes determinaron que los de tipo virales en crustáceos son transmitidos por mecanismos horizontales y verticales a través de la contaminación de los fluidos de desove respectivamente (FAO, 2005).

2.1.2 Prevención de enfermedades y medidas sanitarias.

Las langostas australianas de agua dulce no son exentas de sufrir enfermedades. Como prevención y en el caso de adquisición de ejemplares reproductores o destinados a esta etapa de vida, al no existir en el país certificado de sanidad, es conveniente revisar con atención los mismos (sin lastimaduras, caparazón entero, antenas y anténulas completas y buen peso, así como pedúnculos oculares en excelente estado) (Luchini, 2004). En el caso de ataque por hongos, estos se evidencian como manchas blancas o negras por debajo del exoesqueleto. Las langostas manifiesten síntomas de anormalidad (lentitud en los movimientos, falta de apetito, etc.)

Para el caso de diagnóstico de ataque por bacterias, se puede utilizar el servicio de un laboratorio de análisis (bioquímico) que realice, sobre muestras extraídas de los animales, los cultivos necesarios para determinación de bacterias. Cuando se detecta cualquier anormalidad en el comportamiento de los animales, deben investigarse primariamente las condiciones físicas y químicas del agua de cultivo y aplicar las correcciones que se suponen sean necesarias (Luchini, 2004).

2.1.3 VIRUS.

Dentro de la familia de los virus se encuentran los baculovirus que provocan enfermedades a esta especie (Edgerton *et al.*, 2000).

Reportes de la presencia de:

Virus Baciliformes Intranucleares (IBV). Es uno de los Virus Baciliformes Intranucleares (IBV), cuyo tropismo es el hepatopáncreas (Claydon *et al.*, 2004). Los cuerpos de inclusión que son patognomónicas de la infección por IBV residen dentro de los túbulos hepatopancreáticos causando enfermedad y mortandad (Jiménez y Romero 1998, Romero y Jiménez 2002); Sin embargo, existen virus de la misma familia que se relacionan con el virus que provoca la bronquitis infecciosa (Jiménez y Romero 1998, Claydon *et al.* 2004).

Virus de la mancha blanca o White spot syndrome virus (WSSV). El virus del síndrome de la mancha blanca (WSSV) para *Cherax* fue inicialmente descrito en China y Japón en 1992–1993 (Inouye *et al.*, 1994) y en EUA en 1995, presentando una rápida dispersión en Tailandia, Vietnam, Malasia, India, Nicaragua, Guatemala y Honduras (Unzueta-Bustamante *et al.*, 2004). Según Shi *et al.*, (2005) reportó que este virus es un patógeno grave de crustáceos acuáticos y poco se sabe acerca de su transmisión en vivo y la reacción inmune de sus anfitriones; Sin embargo, (Edgerton, 2004) dice que este virus de ADN de doble cadena que infecta los tejidos mesodérmico y ectodérmico de los crustáceos, incluyendo algunas especies de agua dulce o cangrejo de río. El WSSV es común en camarones cultivados y silvestres y otros crustáceos marinos (Edgerton, 2004).

Virus Baciliforme *Cherax quadricarinatus* (CqBV). Un estudio histopatológico de las granjas comerciales en Ecuador, por Romero y Jiménez (2002) revelaron la presencia de diferentes patologías bacterianas y virales como el virus baciliforme *Cherax quadricarinatus* (CqBV) que tuvieron una prevalencia de 44 % en los animales examinados durante 1996 y 33% en 1997.

Reovirus y Parvovirus putativo. En un estudio Edgerton *et al.* (2000) reportaron un reovirus presuntivo en el hepatopáncreas, y un parvovirus putativo en las branquias, que se asociaron con la mortalidad crónica en *C. quadricarinatus* en una granja en el norte de Queensland y que mediante microscopía electrónica de transmisión se mostró que las inclusiones contenían partículas de virus icosaédricas.

Virus Giardiavirus-tipo virus (CGV). El virus Giardiavirus-tipo virus (CGV) es muy común en cultivo *C. quadricarinatus* y la prevalencia de la infección aumenta dramáticamente entre cangrejos juveniles. Aunque no se sabe que causa la enfermedad en adultos *C. quadricarinatus*, infecciones intensas pueden resultar en morbilidad juvenil (Edgerton y Owens 1999, Edgerton *et al.* 2002).

Lo que aconseja Romero (1998) es tener mucha cautela con el manejo y las escalas de operaciones en las que se cultiva *Cherax quadricarinatus*.

2.1.4 BACTERIAS

Los primeros trabajos sobre biología de las cianobacterias aparecen en 1973, cuando todavía eran conocidas como algas azules (en inglés, blue-green algae), o cianofíceas, en un principio no las describieron como algas, ya que no había ningún fundamento para llamarlas algas verdiazules, como se hacía en los libros en español (Mas-Castellà, 2010)

Bacterias y cianobacterias. Son el escalón más básico de la vida, elemental, el que mayor tiempo lleva existiendo y del que dependen los demás. Están presentes en cada laguna, río, charca, fuente, lagunas o embalses (Guillén, 2010).

Las bacterias son microorganismos que infectan los tejidos (hemolinfa de los crustáceos) o los órganos internos del animal, pudiendo ocasionar cuadros como septicemias agudas bacterianas, que llevan a la muerte de los animales. Cuando la calidad de agua en los cultivos es deficiente, provoca estrés en los animales, disminuyendo la actividad del sistema inmunitario de la langosta (Luchini, 2004).

Según Saker y Eaglesham (1999), reportaron una cianobacteria del orden Nostocales, especie *Cylindrospermopsis raciborskii* que produce una cianotoxina tóxica, encontrándose en el contenido intestinal de *Cherax quadricarinatus*, lo que indica que el mecanismo más probable para la acumulación de las toxinas es por la ingestión.

Las bacterias filamentosas. Son diminutos y primitivos que habitan en el agua, pareciendo hace más de tres mil millones de años en el Planeta y hoy siguen aquí desempeñando un importante papel en los ecosistemas, y fundamentales para el desarrollo de la vida. Las cianobacterias, aunque también diminutas, se suelen asociar en colonias directamente visibles y pueden ser fácilmente observadas con el microscopio en cualquier muestra de agua (Guillén, 2010).

Se han encontrado colonias de bacterias del género *Leucothrix* (*Leucothrix*-like organism LLO) y posiblemente algas verde-azuladas, las cuales no reportaron reacción

por parte del huésped, ya que no existía penetración en la epidermis como para provocar una lesión (Romero, 1998).

Entre las enfermedades producidas por Bacterias tenemos:

Bacteriemia asintomática o septicemia bacteria (Vibriosis). Por los mecanismos que inducen a la Vibriosis estas bacterias son consideradas como patógenos oportunistas, en situaciones de estrés para los cangrejos de río, dentro de estas ssp están bacterias gram-negativas (*Acinetobacter*, *Aeromonas*, *Citrobacter*, *Flavobacterium*, *Pseudomonas* y *Vibrio*) y gram-positivas (*Corynebacterium*, *Bacillus*, *Micrococcus*, y *Staphylococcus*). Barrera (2006)

Los signos clínicos de bacteremia en los cangrejos de río son asintomáticos y provocan letargia, parálisis y muerte (Edgerton, 2004).

Organismos similares a Rickettsia o Rickettsia-tipo Organism (RLO). Estos organismos son bacterias intracelulares que infectan especialmente a los crustáceos decápodos. Un tipo infecta la mayoría de los órganos, mientras que el otro presenta un tropismo por el tejido hepatopancreáticos (Barraera, 2006). Para la especie *Cherax quadricarinatus* las infecciones sistémicas y hepatopancreáticos se reportaron tanto en Australia (Edgerton y Prior, 1999), como en Ecuador (Romero *et al.*, 2000). La infección se caracterizó por un número inusual de individuos débiles, moribundos y muertos al momento de la cosecha (Romero y Jiménez, 2002).

Varios reportes han demostrado que este tipo de bacterias se producen con frecuencia en la hemolinfa del cangrejo de río. Sin embargo, las opiniones están divididas en cuanto a si se trata de una enfermedad ya que dicha especie suele ser bastante saludable.

Por lo tanto, es difícil observar signos clínicos de la enfermedad cuando están en fase relativamente avanzada. (Ketterer *et al.*, 1992, Edgerton y Prior, 1999, Romero y Jiménez, 2002).

Un estudio de Jiménez y Romero (1997) se detectó una bacteria intracelular en varias ocasiones en las granjas comerciales en Ecuador, las cuales presentaron tasas de mortalidad 80%, 45% y 80%. Un organismo procariota intracelular presente en el epitelio cuticular de cangrejos cultivados en Ecuador se registró en el trabajo de (Jiménez *et al.*, 1998).

Mediante el examen histológico de las langostas rojas revelaron que el citoplasma de las células en el hepatopáncreas, epitelio cuticular, y el tejido conectivo de todos los órganos había sido sustituido por el material granular y basófilo. En el hepatopáncreas, los túbulos estaban intactos, pero el tejido conectivo inter tubular fue reemplazado por microcolonias Gram-negativas. (Jiménez y Romero, 1997)

Infección entérica bacteriana. Edgerton *et al.*, (2002) asegura que las bacterias son habitantes comunes del intestino de los camarones de río; Sin embargo, en condiciones de estrés o en aquéllos infectados con cepas más virulentas, éstas pueden proliferar en el intestino anterior y medio y en los túbulos hepatopancreáticos, causando necrosis del epitelio. Las bacterias asociadas a infecciones entéricas incluyen a los géneros *Citrobacter*, *Pseudomonas*, *Acinetobacter*, *Enterobacter* y *Alcaligenes*.

Enfermedad bacteriana del caparazón (“Bacterial shell disease” o “Burn spot disease”) o Enfermedad bacteriana quitinolítica. La enfermedad del caparazón se ha asociado tanto a hongos, como a bacterias y se ha demostrado el rol de bacterias quitinolíticas como agentes iniciadores. La enfermedad bacteriana del caparazón es comúnmente asociada con factores estresores ambientales, como una mala calidad del agua, densidades altas y sustratos abrasivos. Las heridas en el exoesqueleto resultan en la colonización por bacterias quitinoclásticas, que inducen la melanización y oscurecimiento en la cutícula (Holdich y Crandall, 2002).

La enfermedad se caracterizó por la erosión progresiva del exoesqueleto, que puede ser fatal si se han erosionado grandes áreas de éste.

Necrosis del Ojo “Eye necrosis”. Este síndrome se ha reportado solamente en *Cherax quadricarinatus*. Esta enfermedad se produce normalmente en los meses más cálidos y se caracteriza por la erosión completa de uno o ambos ojos por aeromonas. La condición suele ser mortal presumiblemente debido a bacteriemia secundaria (Edgerton *et al.*, 1995).

Gill Fouling o Recubrimiento Cuticular Bacteriano. La proliferación de bacterias filamentosas gramnegativas se adhieren ocasionalmente a la cutícula de las branquias, generalmente en conjunto con protozoos y metazoos. Esta condición se asocia a una mala calidad del agua la cual impide el movimiento en la cavidad branquial, produciendo hipoxia al animal (Holdich y Crandall, 2002)

2.1.5 HONGOS.

Los hongos atacan a juveniles y adultos, pudiendo visualizarse su efecto sobre los segmentos abdominales o entre las articulaciones de las patas, como manchas. Los hongos producen necrosis en la musculatura, infecciones avanzadas con efectos secundarios, parálisis y muerte de los animales (Luchini, 2004).

En un trabajo sobre estrategias de enfermedades y plaga de la langosta aseguran que las lesiones causadas por hongos como *Fusarium solani* y marrón, ocasionan manchas melanóticas. DAFF (2005)

El patógeno *A. astaci* está muy extendido en Europa, los hongos son típicamente considerados patógenos secundarios u oportunistas de cangrejos de agua dulce (AQIS, 1999). No obstante, varios hongos como *Fusarium spp.* y *Saprolegnia* parasítica se han asociado con la enfermedad en cangrejos de agua dulce, pero con más frecuencia en Europa (Edgerton, 2002).

Enfermedades producidas por hongos:

Infección por *Fusarium*. Para las langostas de agua dulce los hongos son considerados patógenos oportunistas, causando infección después de un episodio de estrés. Entre las especies de *Fusarium* que afectan se han descrito a *F. solani*, *F. oxysporum*, *F. tabacinum*, *F. roseum* var. *Culmorum* (Edgerton, 2002 y Barrera, 2006).

Las infecciones producidas por estos hongos puede ser relativamente lenta en desarrollarse, generando alteraciones fisiológicas durante o después del proceso de muda (ecdisis), lesiones en la cutícula, branquias y hemocele. (Barrera, 2006).

Un estudio afirma que la reacción de melanización ocurre alrededor de las hifas, lo que produce grandes áreas de color café en la cutícula y una intensa reacción celular en los tejidos subyacentes, esta condición ha llevado a que esta enfermedad se le conozca como “Brown Abdomen Disease” (Chinain y Vey, 1988).

Infección fúngica de huevos de cangrejo de río. Causada por *Saprolegnia* ssp. y otros Oomicetos. Muchos de estos oomicetos son parásitos especializados de masas de huevos y embriones, y pueden infectar los huevos de varias especies de crustáceos (Unestam, 1973 citado por Barrer, 2006).

También se ha demostrado que puede afectar a larvas moribundas. Puede resultar en un 100% de viabilidad de los huevos (Edgerton *et al.*, 2002).

Plaga del hongo, Aphanomyciasis, afanomicosis, peste del cangrejo de río. La plaga del hongo fue encontrada en Europa, lo que ha llevado a la desaparición de muchas poblaciones nativas. Producida por el hongo Oomycete *Aphanomyces astaci*, causa enfermedad y mortalidad en muchas especies de cangrejos de río. (Unestam, 1975).

La familia Parastacidae es altamente susceptible al hongo *Aphanomyces astaci* causante de la peste del cangrejo de río o “crayfish plague” la cual causa una mortalidad de hasta 100% (Unestam, 1975).

La infección comienza sobre la cutícula no esclerotizada. Las zoosporas germinan y producen un micelio aceptado que rápidamente crece dentro de la cutícula, hasta alcanzar la cavidad corporal interna (Diéguez-Uribeondo, 1998).

Cuando están presentes pocas esporas la infección se procede en forma lenta y generalmente se evidencia la melanización del exoesqueleto. En estados avanzados hay pérdida de coordinación y parálisis, de lo que se sospecha que es una neurotóxica contribuye a estos signos de enfermedad (Edgerton *et al.*, 2002).

Estos hongos son quitinoclásticas como *Ramularia astaci*, *Cephalosporium leptodactyli* y *Didymaria cambari*. se encuentran en los centros necróticos de las lesiones (Edgerton, 2004).

2.1.6 PROTOZOARIOS.

Los protozoarios pueden desarrollarse a temperaturas de 24 a 30°C. y se sitúan en mayor proporción sobre la parte delantera del cuerpo (cefalotórax). Es difícil que las langostas mueran por infestación de Protozoarios externos, a menos que el medio ambiente de cultivo esté totalmente empobrecido y facilite su reproducción e invasión del cuerpo. Existen parásitos Protozoos que ataca el músculo, volviéndolo de color blanco. Un alto grado de infestación, proporciona la apariencia de la porcelana. Internamente, puede afectar al músculo cardíaco y las branquias, ocasionando la muerte. Los ovarios también pueden mostrar una coloración anormal, negruzca o verde oscuro, resultado del ataque de Protozoos (Luchini, 2004).

Microsporidiosis, cola de algodón, albinos o camarón de porcelana. Los Microsporidios son frecuentemente considerados como patógenos importantes de cangrejos de agua dulce (Edgerton *et al.*, 2002). Los agentes causales de la microsporidiosis son especies de *Thelohania* spp., *Pleistophora* spp., *Ameson* sp., y *Vavraia parastacida*. Los microsporidios son parásitos intracelulares miotrópicos pertenecientes al phylum protista Microspora, infectan muchos invertebrados y son comunes en los camarones de agua dulce (Barrera, 2006).

En etapas avanzadas de infección, toda la musculatura abdominal es de un color blanco-tiza en vez de translúcida; por esto a los camarones afectados se les llama comúnmente

albinos, cola de algodón o de porcelana. Estados tempranos de infección típicamente presentan opacidad multifocal de la musculatura (Edgerton *et al.*, 2002)

Protozoarios Ciliados u organismos epibiontes. El Fouling es la aglomeración de protozoarios que produce un recubrimiento en la cutícula, exoesqueleto y branquias, por la acumulación de materia orgánica y organismos de diferentes phylum. Se describe un amplio rango de ectocomensales o ectosimbiontes, incluyen grupos de los ciliados peritricos, ciliados apostomados, ciliados succionadores (Edgerton, 2002)

Los Protozoos más comunes de cangrejos de agua dulce incluyen *Epistylis*, *Zoothamnium*, *Lagenophrys*, *Vorticela* y *Acineta* (Camacho y Chinchilla, 1989). Se han reportado presencia de ciliado como *Vorticela*, *Zoothamnium* y *Lagenophrys* en exoesqueletos de *C. quadricarinatus* (Herbert, 1987)

En trabajos realizados se reportaron la presencia de *Epistylis* ssp. sobre la *C. quadricarinatus* en Ecuador y una masiva infestación de estas (Romero y Jiménez 1997 y 1998), más tarde se registró un ciliado apostomados identificado como *Trochilia* ssp. y un protozoarios en las branquias de las langosta rojas. Romero y Jiménez (2002).

2.1.7 PLATELMINTOS

Los platelmintos o gusanos planos agrupan a una gran cantidad de organismos muy heterogéneos, muchos de ellos de gran importancia biológica, simbióticas, es decir que viven asociadas a una gran diversidad de animales (Lamothe-Argumedo, 1983).

En trabajos similares realizados por Edgerton *et al.* (2002) y Luchini (2004) reportan Temnocephalos en la superficie externa de los huevos de la langosta roja. Se registró la presencia de Diceratocephala sp. que se encontró en el abdomen, (Romero, 1998 y Edgerton *et al.*, 2002). La presencia de *Notodactylus* ssp. en el cefalotórax (Herbert, 1987). Se registró *Actinodactylella* ssp., *Didymorchis* ssp, *Craspadella* ssp., y *Decadidymus* ssp. (Edgerton *et al.*, 2002 y Angus *et al.*, 2007).

Los Temnocephalos no son patógenos para los cangrejos de agua dulce, sin embargo, pueden perjudicar el buen funcionamiento de las branquias, ya que si están en cantidades altas puede impedir el flujo de agua en la cavidad branquial (Evans *et al.*, Parte 1)

Los Temnocefálidos viven como ectocomensales, se asientan sobre los márgenes laterales del cefalotórax y en el rostro, en la base de las pinzas, superficie ventral, antenas, anténulas y base de las patas caminadoras (Luchini, 2004) y en las cavidades branquiales de crustáceos dulce-acuícolas (Decapoda, Isópoda y Amphipoda) (Lamothe-Argumedo, 1983).

En el grupo de los platelmintos se reconoce especies completamente libres, marinos, agua dulce o terrestre como turbelarios (planarias) que viven asociadas a crustáceos (Lamothe-Argumedo, 1983).

2.1.8 PSEUDOCOLOMADOS, ASCHELMINTOS O BLASTOCOLOMADOS

Trabajos realizados citan como pseudocelomados o aschelminos algunas algas, copépodos, rotíferos y poliquetos presentes en crustáceos de agua dulce. Edgerton (2002)

En parastácidos se han reportado la presencia de *Stratiodrillus platensis* (Annelida, Histiobdellidae). En el caso de tratarse de Aschelminos como parásitos internos, los más comunes pertenecen al grupo de los Nematodos que han sido observados sobre las branquias (sin causar daño) o dentro de los tejidos (encima de corazón y la cuerda neural) (Luchini, 2004 y Herbert 1987),

Estos parásitos no parecen ocasionar respuestas negativas y no se reportan reacción por parte del huésped (Herbert 1987, Luchini, 2004 y Evans *et al.*, Parte 1)

El más común, de acuerdo con Jones y Lawrence (2001), es *Gammarinema ssp.*, pero presenta poco efecto sobre los acociles o langostas de río.

2.2 TAXONOMIA Y DESCRIPCION MORFOLOGICA DE LA ESPECIE *CHERAX QUADRICARINATUS*.

2.2.1 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA (*C. QUADRICARINATUS*)

Dominio: Eucariota

Reino: Metazoos

Filo: Artrópoda

Subphylum: Crustáceos

Clase: Malacostraca

Subclase: Eumalacostraca

Orden: Decapoda

Superfamilia: Parastacoidea

Familia: Parastacidae

Género: *Cherax*

Especie: *quadricarinatus*

Nombre común: Langosta Australiana de agua dulce.

Nombre común Ingles: Redclaw crayfish, freshwater lobster.

Nombre científico: *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868).

2.2.2 GENERALIDADES.

Cherax quadricarinatus ha sido evaluada como de Preocupación Menor. No hay grandes amenazas que afectan a esta especie o su hábitat, y es poco probable que se experimente importantes descensos de la población. Esta especie es tolerante a una amplia variedad de hábitats y se considera una especie invasora en algunas partes de Australia y en muchos otros países. Se requiere más investigación para determinar la abundancia de esta especie, y si está siendo afectado en los principales procesos por cualquier amenaza. (Austin *et al.*, 2009)

2.2.3 RANGO DESCRIPCIÓN.

Esta especie es nativa de arroyos de agua dulce y cuerpos de agua en la zona tropical de Queensland, el Territorio del Norte y el sur-este de Papúa Nueva Guinea. Ha sido ampliamente trasladada en todo el mundo, y es considerada una especie invasora. Esta especie se ha establecido en poblaciones salvajes en Sudáfrica, México, Jamaica y Puerto Rico (Shane y Darren, 2007). Esta especie tiene una distribución de más de 3,5 millones de km².

2.2.4 DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA.

- **Nativa** del Norte de Australia y Papúa, Nueva Guinea. Introducida en diversos países para fines acuícolas.
- **Introducida:** Jamaica, México, Puerto Rico, Sudáfrica, Ecuador.
- **Entidades con cultivo en Ecuador:** Provincia del Guayas: Lomas de Sargentillo por la empresa INACUA, una población salvaje en sistema de Producción Natural Represa Chongón, en la Provincia de Manabí, Esmeraldas, El Oro, Los Ríos, Azuay y Cañar (Romero, 1998).

2.2.5 MORFOLOGÍA.

2.2.5.1 Características biológicas.

Relativamente grandes, los machos exhiben color rojo brillante en los márgenes de sus grandes pinzas. Los machos pueden llegar a un peso máximo de 500 gramos y las hembras 400 g. Los juveniles (menores de 20 a 30 g) pueden distinguirse sexualmente por la posición gonoporo, junto a la quinta pereiópodos (patas para caminar) para los machos y tercero piernas para las mujeres. Se distingue de otros cangrejos por el

tamaño, el color y la presencia de cuatro cantos anteriores distintos (carenas) del caparazón.

Las hembras mantienen sus huevos, de seis de diez semanas, dependiendo de la temperatura. La mayoría producen entre 300 y 800 huevos por desove. Puede haber de tres a cinco crías durante la época de reproducción. Las crías se parecen a la forma adulta y permanecen unidos a la parte inferior de la hembra durante varias semanas antes de convertirse progresivamente independiente. (FAO, 2013)

2.2.6 CICLO DE VIDA.

Los huevos fertilizados permanecen adheridos al abdomen de las hembras donde los incuban hasta su eclosión en crías bien desarrollados (no presenta estadios larvarios). Su madurez sexual se presenta entre los 6 y 12 meses de edad, y su vida reproductiva puede durar de 1 - 4 años (DOF, 2012).

2.2.7 HÁBITAT Y ECOLOGÍA.

Nativa de las partes altas de los ríos en el noreste de Australia, y en Papúa Nueva Guinea. Su adaptación al hábitat natural ha generado una serie de atributos biológicos que están bien adaptados.

Se trata de una especie noexcavadora que es tolerante a una amplia variedad de hábitats. Esta especie se puede encontrar en las corrientes litorales y ambientes de agua dulce, con una preferencia por la parte más lenta móviles superiores de los ríos, así como lagos y lagunas (Wingfield 2002 citado por Austin *et al.*, 2009). La distribución de esta especie se restringe a los climas tropicales y subtropicales, como las especies no pueden sobrevivir a la exposición prolongada a la temperatura del agua por debajo de 10 ° C (Semple citado por Austin *et al.*, 2009). La resistencia y la coloración llamativa de esta especie también se han hecho populares en el comercio mundial del acuario (Shane y Darren, 2007).

Se trata de una especie con gran potencial para cultivo comercial. Las altas tasas de crecimiento y tolerancia a amplias variaciones en la calidad del agua hacen que las especies aptas para el cultivo (Austin *et al.*, 2009). En las zonas donde se ha introducido esta especie, que puede afectar la fauna nativa a través de la competencia, la depredación o modificación del hábitat directa, o propagar parásitos desconocidos en las poblaciones nativas (Shane y Darren, 2007).

Las condiciones extremas físicas han dado a esta especie una naturaleza robusta con tolerancias climáticas generales. Su rango de temperatura preferido es de 23 ° C a 31 ° C y se pierda, a <10 ° C y > 36 ° C. Reproducción sólo ocurrirá mientras que la temperatura del agua se mantiene por encima de 23 ° C.

Esta especie ha sido informada de que un portador de un número de patógenos, incluyendo virus, bacterias, hongos, protozoos y parásitos metazoos (Romero y Jiménez citado por FAO, 2013).

2.2.8 ALIMENTACIÓN EN MEDIO NATURAL.

Omnívoro oportunista; ya que se alimenta de animales y vegetales, tanto vivos como en descomposición principalmente detritus y zooplancton (DOF, 2012).

III. OBJETIVOS.

3.1 OBJETIVO GENERAL

- Determinar la condición clínica de la langosta australiana (*Cherax quadricarinatus*. Von martes) en la localidad del embalse Chongón, prov. Guayas

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.

- Determinar la presencia de células bacterianas, parásitos y epibiontes, presentes en *C. quadricarinatus*
- Determinar las condiciones clínicas e histológicas relacionadas con la presencia de patógenos.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS.

4.1 ÁREA DE ESTUDIO

La fase experimental del proyecto se realizó en el embalse Chongón, ubicada en el km. 25 vía a la Costa, cantón Guayaquil, provincia del Guayas, República de Ecuador. Los límites del embalse son: **Norte**, la Cordillera Chongón Colonche, **Sur** la carretera Guayaquil – Salinas, **este** el Bosque Protector Cerro Blanco y la población de San Jerónimo y **oeste** la población de Chongón. (Figura 1.)

El embalse Chongón es un lago artificial que acopia las aguas del Río Chongón y Perdido, así también como las aguas del Río Daule mediante el trasvase Daule-Chongón Proyecto de Riego Trasvase-CEDEGE 2001, tiene una extensión total de 2.600 has. de espejo de agua.

Rango altitudinal 0-300 msnm, con una Temperatura promedio anual de 25 °C, precipitación promedio anual de 650 mm anuales, estación de lluvias (enero-mayo) y con una estación seca (junio-diciembre)

Las coordenadas geográficas son: 2°10 30 Sur hacia el Norte; 2° 14 6 Sur hacia el Sur; 80° 09 18 Oeste hacia el Oeste; 80° 05 42 Oeste hacia el Este.

Su creación fue el 15 de Noviembre del 2002 con Acuerdo Ministerial 22 de Enero, 2003 R. O. N° 5. (Figura 1.)

El análisis clínico de muestras de *C. quadricarinatus*, así como el estudio de sus órganos y tejidos fueron realizados en el laboratorio de Microscopia Sala B de la Facultad de Ciencias Naturales, Universidad de Guayaquil. Ubicada en la Av. Raúl Gómez Lince S/N y Av. Juan Tanca Marengo (Campus Mapasingue)

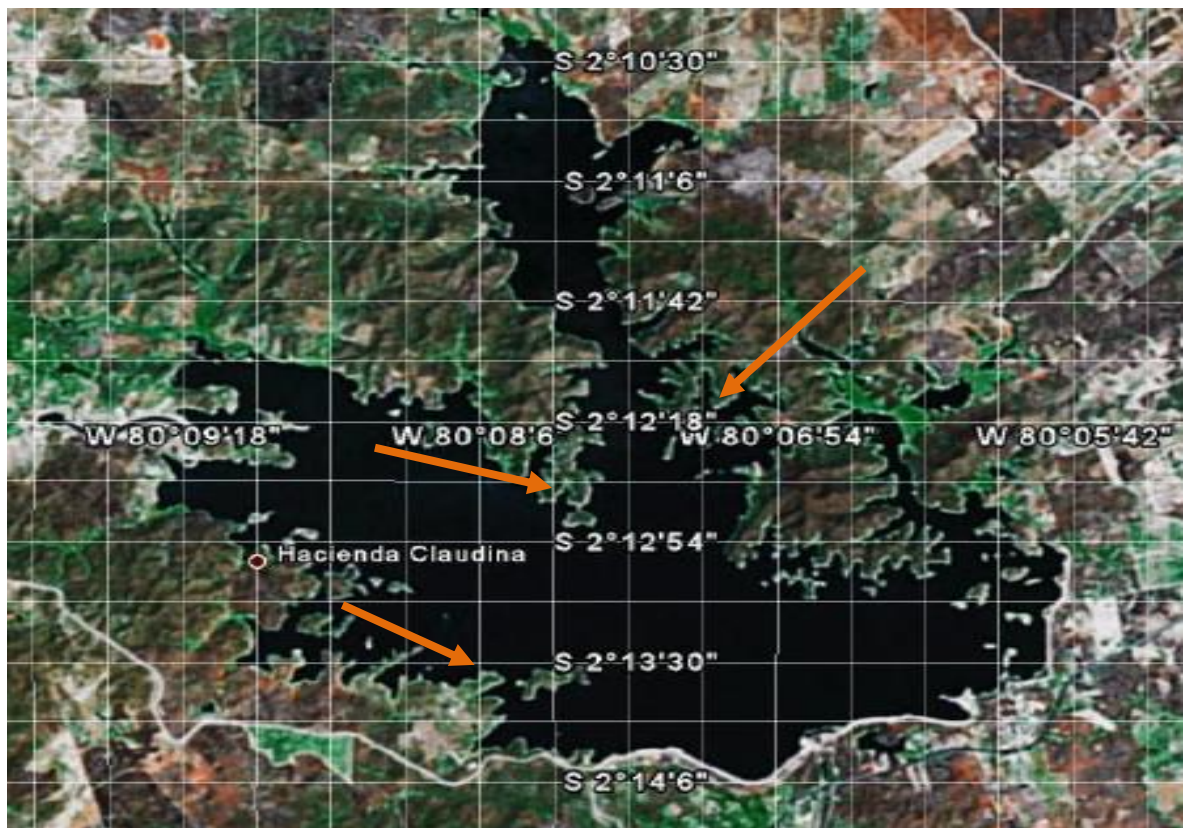


Figura 1. Delimitación de la zona de estudio. Vista Satelital del Embalse Chongón. Google Earth 2013.

4.2 MATERIALES DE CAMPO.

- Fundas plásticas
- Hielera
- Pecera
- Marcador permanente
- Cámara digital
- Libreta de campo
- GPS

4.3 MATERIALES DE LABORATORIO.

- Cajas petri
- Cubre objetos
- Hojas de bisturí

- Jeringas descartables (1 ml, 3 ml y 5 ml)
- Mascarillas
- Pipetas
- Porta objetos
- Navajas de disección
- Pinzas de disección
- Tijeras finas de disección
- Tabla de disección
- Guantes
- Hoja de reporte
- Manuales

4.4 EQUIPOS

- Balanza digital
- Computadora
- Estéreo microscopio
- Microscopio compuesto
- Microscopio de contraste (4, 10, 40, y 100 X)
- Medidor de pH

4.5 METODOLOGIA DE CAMPO.

La toma de muestras fueron obtenidas durante los meses de Julio, Agosto y Septiembre del 2013. Adquiriéndolas directamente a los pescadores de la represa Chongón, registrando las características del lugar como el terreno, parámetros (Temperatura, Oxígeno y pH) y patógenos a simple vista. Las zonas de donde se extrajeron las langostas están debidamente indicadas en la Figura 1a.

Se procedió a realizar el muestreo aquellas langostas que presentaron claramente signos externos de enfermedad u otra anormalidad.

Las muestras fueron recolectadas y transportadas en una hielera portátil hacia el laboratorio de la facultad de Ciencias Naturales, para su respectivo análisis. Para asegurar el buen diagnóstico, se tomó muy en cuenta que las muestras debieron ser procesadas de inmediato, de acuerdo a los procedimientos estipulados por (Romero, 1998, Morales-Cuarrubias, 2008 y Cuéllar-Anjel, 2008).

4.6 ENCUESTAS.

Previamente a la obtención de las langostas se realizó varios tipos de Encuesta no Estratificada según los fines científicos como: exploratoria, descriptivas, explicativas y referidas a hechos de la zona de muestreo. Las encuestas fueron dirigidas a los pescadores de la Cooperativa de Producción Pesquera Artesanal “Casas Viejas” y “San Pedro de Chongón”, a su presidenta la Sra. Ana Cirino y al Sr. Miguel Vega Gerente de la cooperativa “Casas Viejas”. Véase formato de encuesta en Anexos.

4.7 MÉTODOS DE LABORATORIO.

Las muestras fueron sometidas al respectivo análisis en fresco, técnica utilizada y modificada por Morales-Cuarrubias (2008), para la determinación de agentes patógenos en camarones, mediante microscopia óptica utilizando animales recién sacrificados y diseccionados para observar las alteraciones que presentan los órganos y tejidos.

Para las observaciones de montajes en fresco (tejidos y órganos) se utilizó Microscopios ópticos con objetivos 4X, 10X, 40X, y 100X, y un estereomicroscopio.

Se utilizaron tablas para registrar el peso-talla de hembras y machos, Presencia-Ausencia de patógenos, lugar y numero de patógenos y grado de incidencia.

Se utilizó una Guía general propuesta por Lightner (1996) para dar un valor numérico cualitativo de grado de severidad a la infección e infestación por parte de patógeno, parásito o epicomensales. Al igual que una escala modificada por Romero (1998), que

va desde el número 1 al 4 para describir el grado de infestación por epicomensales. (Tabla.1)

Tabla 1. Guía general para dar un valor numérico cualitativo de grado de severidad a la infección, infestación y síndrome (Lightner, 1996).

GRADO DE SEVERIDAD	SIGNOS CLÍNICOS
0	No presentan signos de infección por el agente patógeno, parásito o epicomensales. No presentan lesiones características de síndromes.
1	Presencia muy baja del patógeno, parásito o epicomensales. En aquellos donde se tiene un número estándar permitido, éste se encuentra justo arriba del límite normal. Se observan muy pocas lesiones características del síndrome
2	Se observa la presencia baja y moderada del patógeno, parásito o epicomensales. Se observan lesiones ligeras o moderadas, características del síndrome. Incremento en la mortalidad si no se aplica tratamiento (cuando existe tratamiento).
3	Se observa la presencia moderada del patógeno, parásito o epicomensales. Se observan lesiones moderadas a severas, características del síndrome. Potencialmente letal si no se aplica tratamiento (cuando existe tratamiento).
4	Se observa gran cantidad del patógeno, parásito o epicomensales. Se observan severas lesiones características del síndrome. Muy letal con altas mortalidades.

4.7.1 Análisis de las Muestras

Montajes en Fresco.

- Previamente a la disección de la muestra, estas se midieron con un calibrador y se pesaron en una balanza digital para así registrar su peso y talla (Figura 2)
- Se analizó la superficie del organismo para detectar deformaciones en el rostro, segmentos abdominales, cutícula, pleópodos y antenas (Figura 3).

- Debido a la rápida descomposición de órganos y tejidos, la primera muestra analizada inmediatamente fue el hepatopáncreas; consecutivamente se estudió la muestra de branquias para posteriormente examinar el intestino y por último la muestra de músculo y gónadas (Figura 4 y 5)
- Se seleccionó una porción de muestra de cada órgano y tejido para luego ser colocadas individualmente en porta objetos limpios, a la cual se le adicionó unas gotas de agua destilada y seguidamente se colocó el cubreobjetos procurando que en la muestra no se formen burbujas que puedan interferir en la visualización (Figura 6)
- Las muestras preparadas y montadas se analizaron mediante microscopia directa (Figura 6)



Figura 2. Registro del peso antes del respectivo análisis en fresco



Figura 3. Muestras seleccionadas para el análisis en fresco.



Figura 4. Realizando la disección para observar branquias, hepatopáncreas, intestino y musculo.



Figura 5. Disección del cefalotórax, exponiendo el hepatopáncreas y las branquias, registrando una coloración oscura los filamentos branquiales.



Figura 6. Preparación de placas mediante la técnica montaje en fresco de las cuales se seleccionó una porción de órgano y tejido.

4.7.1.1 Exoesqueleto. Se realizó el raspado (frotis) de las partes externas del abdomen, cola, cefalotórax y pleópodos (Figura 7), para luego colocarla en una placa porta objeto añadiéndole una gota de agua destilada y luego colocarle un cubre objeto sin que se establezcan burbujas de aire.

Seguidamente la placa se la llevó a un microscopio óptico para ser observado con sus diferentes objetivos y registrar los patógenos existentes en el organismo. En el caso de platelmintos por ser de mayor tamaño se utilizó un estereoscopio.



Figura 7. Raspado o Frotis del abdomen, cola, cefalotórax y pleópodos.

4.7.1.2 Branquias. Para el montaje en fresco primero se utilizó una tijera para cortar el exoesqueleto por la parte superior del cefalotórax hasta el margen de la misma para así dejar al descubierto las branquias (Figura 8)

Luego se tomó una porción de filamentos branquiales y se colocó en el portaobjeto con su debida gota de agua destilada y cubre objeto sobre la misma para visualizar por

medio de microscopia óptica: cambios en la coloración, presencia de protozoarios, bacterias filamentosas, deformaciones, etc.

4.7.1.3 Hepatopáncreas. Para el análisis respectivo primeramente se eliminó todo el exoesqueleto del cefalotórax para dejar expuesto el hepatopáncreas (Figura 8)

Con sumo cuidado se utilizaron unas pinzas y tijeras para ayudar a retirar la membrana que la recubre, consecuentemente con un bisturí se cortó por la mitad para observar la coloración del fluido, textura, melanización y necrosis. Para el montaje en fresco se tomó una pequeña muestra de hepatopáncreas para posteriormente colocarla en un portaobjeto con una gota de agua destilada y al final se procedió a colocar un cubre objeto sin generar burbujas de aire.

Para la observación y determinación de patógenos presentes en los diferentes órganos se procedió a utilizar microscopios ópticos.

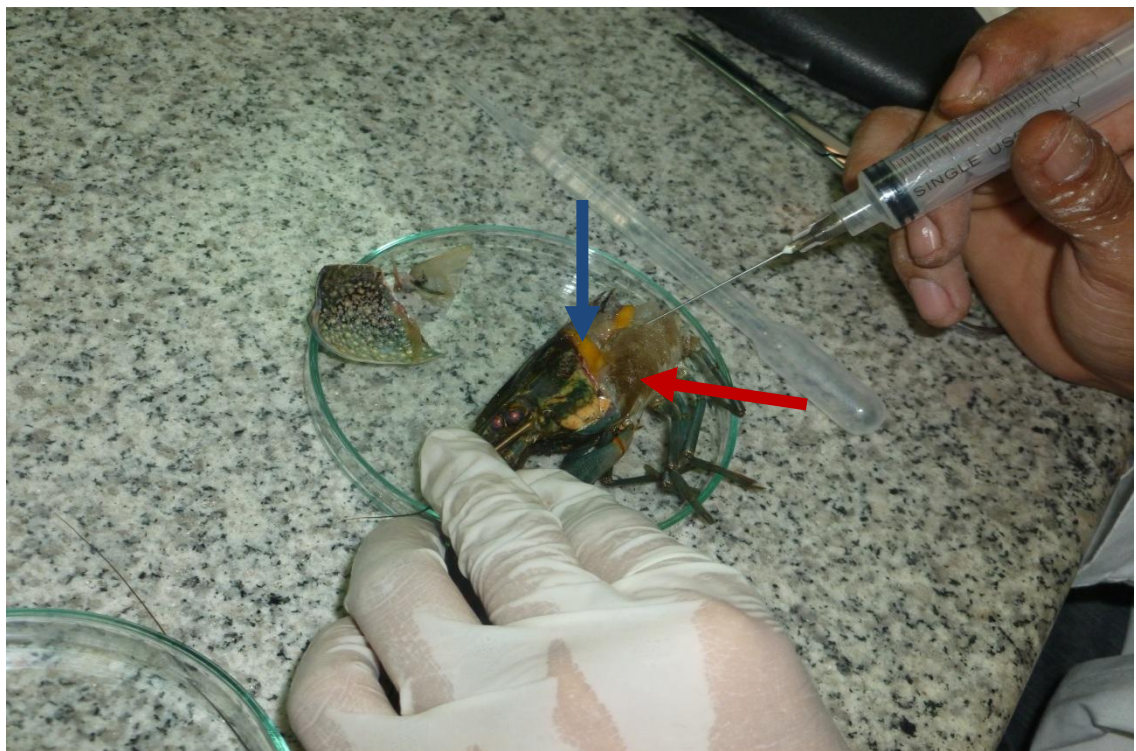


Figura 8. Exposición de Hepatopáncreas y Branquias para el respectivo Montaje en fresco. La flecha roja indica las branquias y la flecha azul señala el hepatopáncreas.

4.7.1.4 Intestino. Primeramente se separa el abdomen del cefalotórax, telson y urópodos para así facilitar la extracción del intestino, consecutivamente con la ayuda de unas pinzas se extrajo con mucho cuidado el contenido intestinal o hilo fecal. La respectiva muestras fue colocada en un portaobjeto añadiendo una gota agua destilada y por último el cubre objeto para así visualizar agentes patógenos a través de microscopia directa (Figura 9).

4.7.1.5 Músculo. El montaje en fresco del musculo se realizó primeramente separando el abdomen del cefalotórax, a través de un corte longitudinal del musculo se extrajo una pequeña porción de muestra, que luego se colocó en el portaobjeto adicionándole unas gotas de agua destilada, finalmente se colocó el cubre objeto y fue observado en el microscopio óptico para la respectiva determinación de patógenos (Figura 9).



Figura 9. Exposición de Intestino y Músculo para el respectivo Montaje en fresco. La flecha de color rojo señala el intestino y la flecha color azul indica el musculo.

V. RESULTADO Y DISCUSION

5.1 ENCUESTAS.

De un total de 10 personas encuestadas, nueve de ellos fueron hombres y una mujer, todos dedicados a la captura de langostas y peces presentes en el embalse Chongón. La actividad pesquera se inicia en el mes de Marzo y finaliza en Diciembre, debido a que durante los dos primeros meses de cada año (Enero-Febrero) se realiza la veda general en el Lago para estas especies, estipulada por un mutuo acuerdo entre Cooperativas de Producción Pesquera Artesanal “Casas Viejas” y “San Pedro de Chongón”.

Las capturas de langostas de mayor tamaño se registraron en los meses de Marzo y Abril. El arte de pesca que emplean para la captura de langostas australianas son trampas denominadas “catangas”. El 50 % de los encuestados mencionaron que colocan sus trampas a una profundidad de 6 a 10 metros, el 40% a una profundidad de 3 a 5 metros y un 10% de 10 a 15 metros.

A través de las encuestas se determinó a que el 70% de los pescadores colocan las trampas a una distancia de 6 a 10 metros y un 30% de 3 a 5 metros.

También se consultó si habían observado decoloración en las langostas al momento de la captura, el resultado fue que el 50 % habían observado decoloración y el 50 % restante no lo habían notado.

Respecto a que si habían observado al momento de la captura, langostas sin sus pleópodos (patas), el 80 % de los entrevistados no había observado, sin embargo el 20% de los pescadores si ha observado animales incompletos (sin pleópodos).

5.2 CIANOBACTERIAS O ALGAS FILAMENTOSAS.

De un total de 90 muestras analizadas se encontró la presencia de bacterias en el 60%, estas distribuidas de acuerdo al grado de incidencia parasitaria, el 72% de las muestras presentaron grado 1, el 24% de las muestras presentaron grado 2, el 4% de las muestras presentaron grado 3 y 40% de la muestra no se registraron cianobacterias, de tal manera no se presencié infestación en grado 4 (Tabla 2) (Anexo - Gráfico 1).

Tabla 2. Grado y Porcentajes de incidencia de cianobacterias.

GRADO DE INCIDENCIA CIANOBACTERIAS					Porcentaje de incidencia de <i>Cianobacterias</i> sobre total de muestras	Porcentaje de Ausencia de <i>Cianobacterias</i> . sobre total de muestras	Total de Muestras analizadas.
PORCENTAJE Y GRADO DE INCIDENCIA SOBRE LAS MUESTRAS POSITIVAS.	Grado 1	Grado 2	Grado 3	Grado 4			
	39 (72%)	13 (24%)	2 (4%)	0 (0%)	54 (60%)	36 (40%)	90 (100%)

Las Cianobacterias en los animales analizados, se pudo observar que son muy comunes en ambientes dulceacuícolas capaces de realizar fotosíntesis oxigénica. La más predominante fue *Oscillatoria ssp.*, con un 85% en el interior del intestino y 15 % en el interior de las branquias (Figura 10). La presencia de *Anabaena ssp* se observó en el interior del intestino representando el 90% y 10 % presentes en las branquias. Según Romero (1988) la presencia de estas cianobacterias no ocasiona reacción por parte del huésped y además son parte del alimento de la langosta australiana.

Del total de muestras analizadas dieron positivo a cianobacterias 54 langostas de 90. La presencia de cianobacterias sobre el exoesqueleto de la *C. quadricarinatus*, puede ser relacionado con los datos obtenidos por Romero, 1998 en la cual pudo observar infestación de algas verde-azuladas en la parte externa de la langosta.

No se reportó presencia de la cianotoxina *Cylindrospermopsis raciborskii* ni de la bacteria Tipo Leucothrix, como en trabajos relacionados por parte de Saker y Eaglesham (1999) y Romero y Jiménez (2002), que determinaron la presencia de estos patógenos en epitelio cuticular, tejido conjuntivo esponjoso, hepatopáncreas, huevos y en contenido intestinal, utilizando técnicas histopatológicas y microscopios electrónicos.

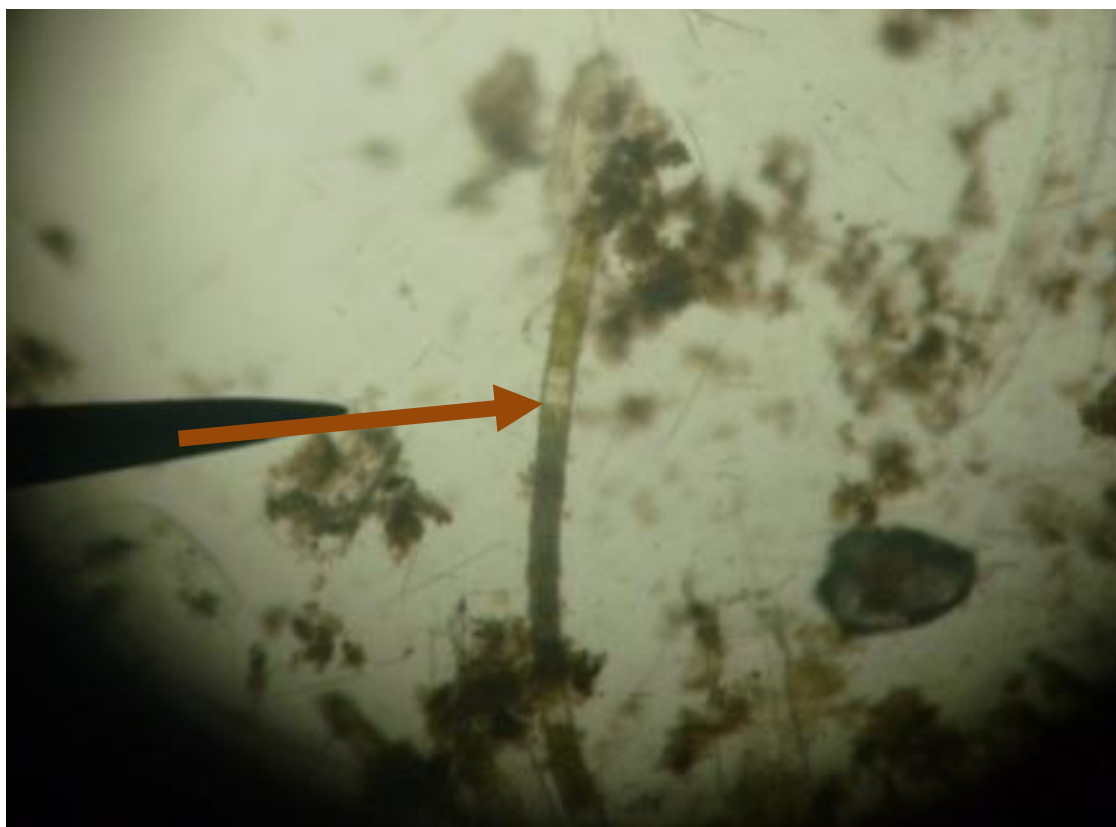


Figura 10. La flecha de color naranja señala una Cianobacteria identificada como *Oscillatoria ssp.* presente en branquias e intestino de *C. quadricarinatus*. Microscopio, Objetivo (10X).

5.3 EPIBIONTES O CILIADOS.

5.3.1 EPISTYLIS.

El total de muestras analizadas para el respectivo análisis en fresco fue un total de 90 langostas, las mismas especies anteriores que se utilizó para la determinación de Cianobacterias, se observaron signos clínicos como letargo, moribundos, manchas, sobre la superficie dorsal y otras anormalidades macroscópicas. Se encontró la presencia de la *Epistylis ssp.* en el 58% de las muestras, de las cuales el 60% correspondían al grado 1, el 36% al grado 2, el 4% al grado 3 y el 42% no registró infestación de este ciliado en grado 4 (Tabla 3) (Anexo - Gráfico 2).

Tabla 3. Grado y Porcentajes de incidencia de *Epistylis sp.*

GRADO DE INCIDENCIA <i>EPISTYLIS SSP.</i>							
PORCENTAJE Y GRADO DE INCIDENCIA SOBRE LAS MUESTRAS POSITIVAS.	Grado 1	Grado 2	Grado 3	Grado 4	Porcentaje de incidencia de <i>Epistylis ssp.</i> sobre total de muestras	Porcentaje de Ausencia de <i>Epistylis ssp.</i> sobre total de muestras	Total de Muestras analizadas.
	32 (60%)	19 (36%)	2 (4%)	0 (0%)	53 (58%)	37 (42%)	90 (100%)

Los protozoarios epicomensales como *Epistylis ssp* y *Trochilia ssp.*, son organismos cosmopolitas. Este grupo de microorganismos puede causar altas mortalidades cuando atacan las branquias de juveniles y adultos, ya que las branquias son estructuras de vital importancia en los procesos de osmorregulación y de intercambio de gases (Romero y Jiménez, 1997).

Se muestrearon 90 organismos en total de los cuales se registró la presencia de *Epistylis* ssp. en 53 langostas, con un porcentaje de 76% en el interior de las branquias y 24% en la superficie del exoesqueleto (Figuras 11), similar a lo reportado por Romero y Jiménez (2002), que registraron colonias de *Epistylis* ssp en la superficie de exoesqueleto e infestación masiva en el interior de las branquias causando el cambio de color

En Ecuador se han reportado masivas infestaciones de *Epistylis* ssp en langostas australianas, en la época de invierno, cuando la temperatura del agua llegan a sobrepasar los 24 °C (Romero, 1998), similar a lo reportado en Australia que estas de ciliados a mitad del verano cuando la temperatura es mayor a 24 °C (Herbert, 1987) y cuando la calidad del agua es pobre en Oxígeno produciendo a la langosta un aspecto lanudo, que se acompaña con letargo, debilidad, y muerte del animal.

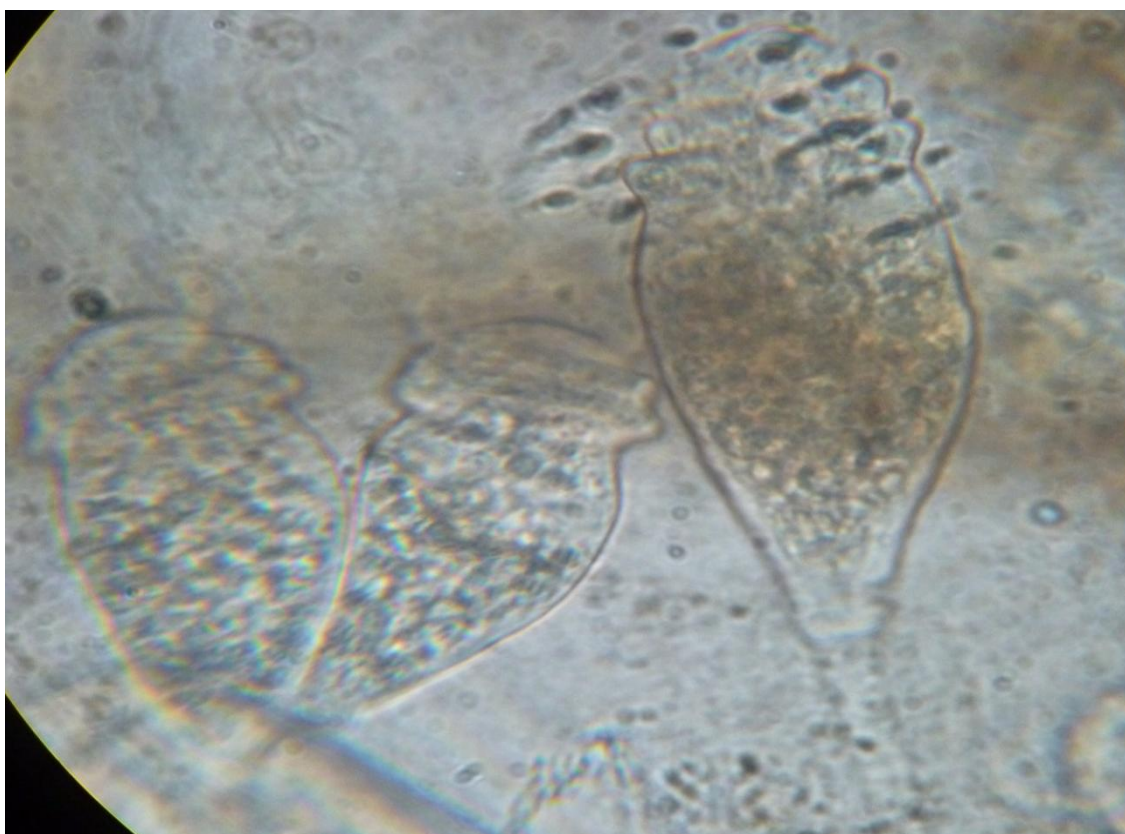


Figura 11. Colonia de *Epistylis* sp. presentes en el exoesqueleto y en branquias. Microscopio. Objetivo 100X

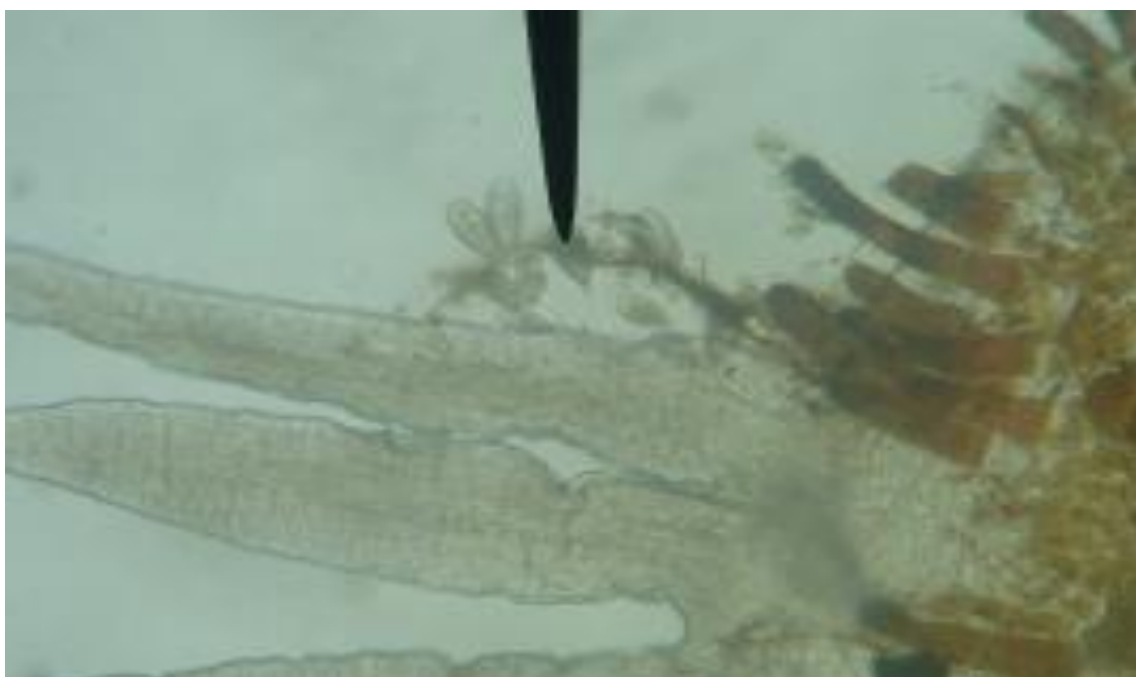


Figura 12. La flecha indica Colonias de *Epistylis sp.* adheridas a los tentáculos de los Temnocéfalos. Microscopio. Objetivo 10X.

5.3.2 TROCHILIA.

En los organismos que presentaron signos clínicos como letargo, inactividad y recostado sobre la superficie dorsal, se encontró la presencia de la *Trochilia ssp.* en 72% de las langostas examinadas, de las cuales 35% presentaron grado 1, de igual manera para el grado 2 con 35%, 17% en el grado 3 y 13% en grado 4. (Tabla 4) (Anexo - Gráfico 3).

Tabla 4. Grado y Porcentajes de incidencia de Trochilia.

GRADO DE INCIDENCIA <i>TROCHILIA SSP.</i>					Porcentaje de incidencia de <i>Trochilia ssp.</i> sobre total de muestras	Porcentaje de Ausencia de <i>Trochilia ssp.</i> sobre total de muestras	Total de Muestras analizadas.
PORCENTAJE Y GRADO DE INCIDENCIA SOBRE LAS MUESTRAS POSITIVAS.	Grado 1	Grado 2	Grado 3	Grado 4			
	23 (35%)	23 (35%)	11 (17%)	8 (13%)	65 (72%)	25 (28%)	90 (100%)

La alta infestación de *Trochilia ssp.* en las branquias puede llevar a la obstrucción de la misma, ocasionando una reacción por parte del huésped, estos ciliados se presentan cuando la calidad del agua es carente de Oxígeno y son más numerosas en invierno cuando la temperatura del agua es mayor a 24 °C (Romero, 1998 y Romero y Jiménez, 2002).

Se registró la presencia de *Trochilia ssp.* adheridas en los filamentos branquiales, con un porcentaje de 35% que corresponden a los grados de infestación 1 y 2 de la misma manera se encontraron en conjunto con *Epistylis* ya que están relacionados y proliferan con la mala calidad de agua (Mendoza *et al.*, 2011). Lo cual se relaciona con trabajos realizados por (Romero, 1998 y Romero y Jiménez, 2002) que registraron masiva infestación de *Trochilia ssp* adheridas a las branquias y causando mortalidades (Figura 13 y 14)



Figura 13. Filamentos branquiales infestados por ciliado *Trochilia ssp.* Microscopio. Objetivo 40 X.

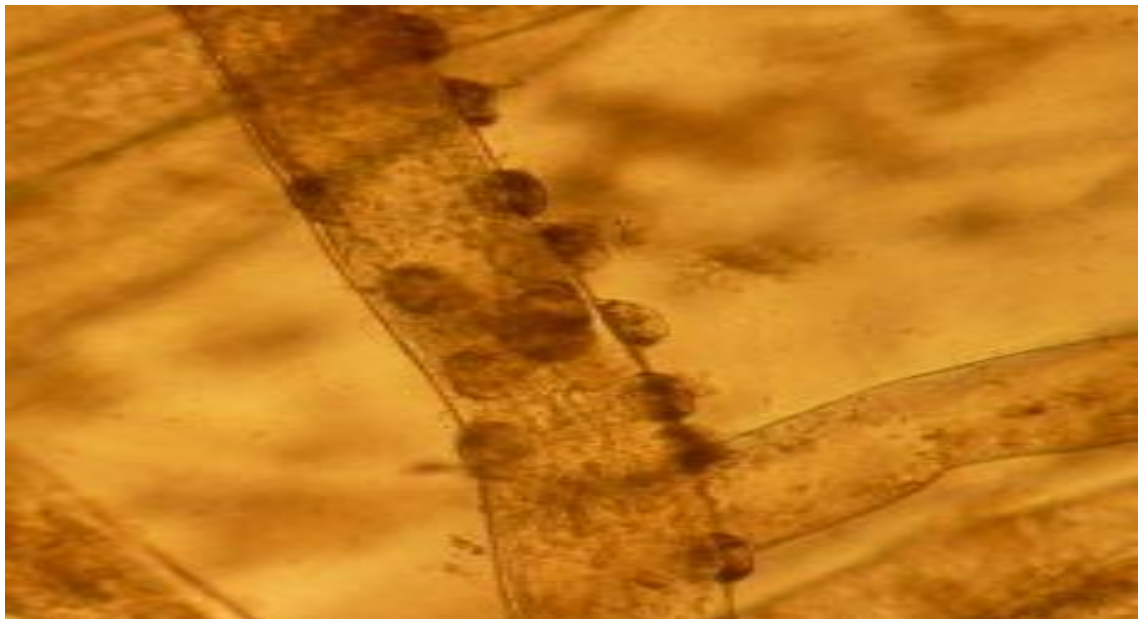


Figura 14. Presencia de *Trochilia* ssp en filamentos branquiales. Microscopio. Objetivo 40 X.

5.4 PLATELMINTOS.

El total de muestras analizadas para la determinación de platelmintos fueron 90 langostas las mismas que se utilizaron anteriormente, presentando cada una de ellas signos clínicos como manchas, laceraciones, heridas, letargo e inactividad. Del total de muestras analizadas, se encontró la presencia e infestación de Platelminotos, en 100% de los organismos, de las cuales predominó el grado 3 con 40%, 16% en grado 1, 26% presentó grado 2 y 18% en grado 4 (Tabla 5) (Anexo - Gráfico 4).

Tabla 5. Grado y Porcentajes de incidencia de Platelminotos.

GRADO DE INCIDENCIA PLATELMINTOS.							
PORCENTAJE Y GRADO DE INCIDENCIA SOBRE LAS MUESTRAS POSITIVAS.	Grado 1	Grado 2	Grado 3	Grado 4	Porcentaje de incidencia de platelmintos sobre total de muestras	Porcentaje de Ausencia de platelmintos sobre total de muestras	Total de Muestras analizadas.
	14 (16%)	24 (26%)	36 (40%)	16 (18%)	90 (100%)	0 (0%)	90 (100%)

Los platelmintos tienen un tamaño que varía de 1 mm a 14 mm de largo, pueden reproducirse de forma sexual o asexualmente. Son organismos omnívoros que aprovechan cualquier resto orgánico para su alimentación.

La acumulación e infestación de gusanos platelmintos dificulta la actividad de sus funciones, pero en cantidades bajas no producen deterioro ni perjuicio, solo en su aspecto y valor comercial (Romero, 1998).

Se reconoció la presencia de Turbelarios o planarias en un porcentaje de 3% en cefalotórax y en branquias un porcentaje de 8%, sin ocasionar daño alguno. Relacionando con el trabajo de (Sluys *et al.*, 2010) que afirma que se encontró planarias *Girardia tigrina* en la superficie del exoesqueleto y en las branquias de *Cherax tenuimanus* (Figura 15).

Se pudo determinar a través de montajes en fresco de branquias, la presencia de otro gusano platelminto como lo es *Craspadella ssp*, calculados en un 24%. De tal manera en Australia se reportó en trabajos similares de (Sewell y Cannon, 1995 y Sewell y Whittington, 1995), la infestación de este platelminto en los filamentos branquiales puede perjudicar el buen funcionamiento de las branquias, impidiendo el flujo de agua en la cavidad branquial y la obstrucción de la misma (Figura 16a y 16b).

Otro platelmintos ectocomensal reportado en este trabajo es la presencia de *Diceratocephala ssp.* con un porcentaje de 15%, encontrándose con gran frecuencia en el abdomen, parte ventral de cefalotórax, pinzas, boca, base de pleópodos y pereópodos. Datos que concuerda con trabajos realizados por (Romero, 1998 y Edgerton *et al.*, 2002) en donde reportan este gusano platelminto sobre la superficie del exoesqueletos, en el año 1992 investigadores reportaron por primera vez la presencia de *Diceratocephala ssp.*, en la superficie de exoesqueleto (Jones y Lester, 1992) (Figura 17).

Se consideró de importancia el tamaño del animal, de los cual se pudo constatar que mientras más grande sea la langosta, esta va a tener mayor capacidad para alojar platelmintos (Romero, 1998).

La especie de platelminto más representativas en las muestras fue *Temnocephala ssp.* que se presentó en un porcentaje del 50%, encontrándose únicamente adheridas en parte externa de exoesqueleto como abdomen, base de pleópodos, antenas, ojos, boca, cefalotórax y cola (Figura 18a y 18b)

Este platelminto utiliza a su huésped principalmente como una plataforma de alimentación, de la que capta pequeños artrópodos y anélidos; lo cual se lo denomina ectocomensal oportunista. Los huevos de estos vermes se encuentran muy bien fijados por todo el cuerpo de la langosta (Figuras 19a, 19b y 20)

De tal manera en investigaciones realizadas por (Cannon y Jennings, 1987 y Sewell, 2013) quienes también reportaron *Temnocephalos* en parte externa, ocasionando un aspecto diferente debido a la aglomeración de estos gusanos. Sin embargo un trabajo similar de Edgerton *et al.*, (2002) reporta *Temnocephala ssp* en la superficie externa de los huevos de la langosta roja.

La no presencia de *Notodactylus ssp*, *Didymorchis ssp*, *Actinodactylella ssp.*, *Decadidymus ssp.*, se debe a que estos organismos fueron reportados en Australia en donde las temperaturas varían constantemente cada mes (Herbert, 1987, Rohde, 1987, Jones y Lester, 1992, y Evans *et al.* 1992), lo que contrasta porque en Ecuador la temperatura del agua es más constante durante todo el año, permitiendo que especies como *Diceratocephala ssp*, *Temnocephala ssp* y *Craspedella ssp* se desarrollen más rápido y se formen numerosas colonias (Romero, 1998).



Figura 15. Platelminto turbellaria comúnmente llamado planaria se presente en branquias. Microscopio óptico, objetivo 10X.



Figura 16a



Figura 16b

Figura 16a. Presencia de *Craspadella ssp.* en las branquias, se distingue de *Temnocephala ssp* por presentar bandas papiladas en la región posterior del cuerpo (flecha). Microscopio. Objetivo 40X.

Figura 16b. Presencia de *Craspadella ssp.*, en grandes cantidades sobre las branquias. Microscopio. Objetivo 10X.



Figura 17. Observación de Platelmino del género *Diceratocephala ssp.*, en la base abdominal y en cefalotórax. Se diferencia de planarias por presentar tentáculos más prolongados (flecha derecha) y la flecha izquierda se puede apreciar la colonización de huevos de platelmintos. Vista Estereoscopio.



Figura 18a.



Figura 18b.

Figura 18a. Observación de grandes cantidades de género *Temnocephala ssp.* en toda la parte externa del cuerpo de las langostas. Vista Estéreo-microscopio.

Figura 18b. *Temnocephala sp.* adherida por un disco de fijación en la parte ventral del cefalotórax (flecha). Vista Estéreo-microscopio.



Figura 19a.



Figura 19 b.

Figura 19a. Presencia de huevos platelmintos sin eclosionar, adheridos a los apéndices bucales (flecha). Vista Estéreo-microscopio.

Figura 19b. Observación de huevos platelmintos totalmente eclosionados (flecha). Microscopio. Objetivo 4X.



Figura 20. Presencia de platelmintos en la parte lateral del cefalotórax. La flecha de color blanca señlas colonización de platelmintos).

VI. CONCLUSIÓN.

Se determinó la presencia de patógenos como cianobacterias, Ciliados y Platelminotos, tomando en cuenta signos clínicos como letargo, recostados, moribundos, descoloridos, lesionados. Su infestación puede ocasionar la muerte del individuo, pero en proporciones bajas no causan daño alguno, ya que algunos son ectocomensales oportunistas. (Cannon y Jennings, 1987 y Sewell, 2013). Estos grupos se han descrito en Australia y consecuentemente en Ecuador.

Los platelmintos son los que han causado mayor efecto negativo sobre las langostas del embalse Chongón ocasionando cambio del aspecto físico, afectando su presentación e impidiendo su venta, pero el problema fue superado una vez que se tomaron medidas tales como baños de agua con salinidad de mayor a 15 ppt.

VII. RECOMENDACIONES.

Para controlar el estrés de los animales, es necesario determinar la calidad de agua, tipo de alimentación, variación drástica en los parámetros como oxígeno disuelto, temperatura, salinidad, pH, etc., ya que esto es uno de los factores que ayuda a la proliferación de agentes patógenos.

Para el control de infestación de platelmintos se recomienda baños de agua con salinidad de mayor a 15 ppt para ayudar al control de dispersión, ya que estas proliferan cuando la temperatura del agua es mayor a 24 °C (Romero, 1998).

VIII. BIBLIOGRAFIA.

1. ANDERSON, I.G. y PRIOR, H.C. 1992. Baculovirus infections in the mud crab, *Squilla serrata*, and a freshwater crayfish, *Cherax quadricarinatus*, from Australia Journal of Invertebrate Pathology, 60(3), 265-273.
2. ANGUS, B.M., CANNON, L.R. y ADLARD, R.D. 2007. Parasitology and the Queensland Museum, with biographical notes on collectors. Memoirs of the Queensland Museum (Brisbane: Queensland Museum) 53, ISSN 0079-8835. Disponible en: <http://www.qm.qld.gov.au/~media/Documents/QM/About%20Us/Publications/Memoirs%20-%20Nature/N53/n-53-angus-et-al.pdf>
3. AQIS (AUSTRALIAN QUARANTINE AND INSPECTION SERVICE). 1999. Non-Viable Freshwater Crayfish Import Risk Analysis: Technical Issues Paper. AQIS, Canberra.
4. AUSTIN, C.M., JONES, C. y WINGFIELD, M. 2009. *Cherax quadricarinatus*. In: IUCN 2011. (en línea). IUCN Red List of Threatened Species. Versión 2011.1. Consultado 8 Jul. 2013. Disponible: <http://www.iucnredlist.org./details/summary/4621/0>
5. BARRERA, M.F. 2006. Antecedentes sanitarios de *Samastacus spinifrons* en Chile y otros parastácidos en el mundo. Programa de Magister en Ciencias Veterinarias, Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias Universidad de Chile. Disponible en : http://www.patologiaveterinaria.cl/Monografias/MEPAVET1-2006/html/Barrera.htm#_ftn1
6. BUENDIA PEREIRA, G.A., MAQUILÒN CHAMBERS, E.F. y LÒPEZ SABANDO, G.J. 2011. Evaluación de un proyecto de comercialización de

langosta de agua dulce *Cherax quadricarinatus* para acuarios. Tesis de Grado. ESPOL, Facultad de Ingeniería Marítima, Ciencias Biológicas, Oceánicas y Recursos Naturales. Guayaquil, Ecuador, 65 p.

7. CAMACHO, L. y CHINCHILLA, M. 1989. Ciliados epibiontes en *Macrobrachium rosenbergii* (De Man) cultivados en Limón, Costa Rica. *Rev. Biol. trop.*, 37, 105-106.
8. CANNON, L. y JENNINGS, J. 1987. Occurrence and nutritional relationships of four ectosymbiotes of the freshwater crayfish *Cherax dispar* Riek and *Cherax punctatus* Clark (Crustacea : Decapoda) in Queensland. *Marine and Freshwater Research*, 38, 419-427
9. CHINAIN, M. y VEY, A. 1988. Experimental study of *Fusarium solani*: infections in *Astacus leptodactylus* and *Pacifastacus leniusculus* (Crustacea, Decapoda). *Diseases of Aquatic Organisms*.5:215-223. Disponible en; <http://eurekamag.com/research/028/308/experimental-study-fusarium-solani-infections-astacus-leptodactylus-pacifastacus-leniusculus-crustacea-decapoda.php>
10. CLAYDON, K., CULLEN, B. y OWENS, L. 2004. Methods to enhance the intensity of intranuclear bacilliform virus infection in *Cherax quadricarinatus*. *Dis. Aquat. Organ.* **60**, 173–178. Disponible en: <http://www.int-res.com/abstracts/dao/v60/n2/p173-178/>
11. CUÉLLAR-ANJEL, J. 2008. GUÍA TÉCNICA PATOLOGÍA E INMUNOLOGÍA DE CAMARONES PENAEIDOS (en línea). Métodos de Diagnóstico de Enfermedades en Camarones Marinos de Cultivo. p, 9 pdf.
12. DAFF (DEPARTMENT OF AGRICULTURE, FISHERIES AND FORESTRY). 2005. Disease strategy: Crayfish plague (Version 1.0). In: Australian Aquatic Veterinary Emergency Plan (AQUAVETPLAN), Edition 2,

Australian Government Department of Agriculture, Fisheries and Forestry, Canberra, ACT. 63p.

13. DIÉGUEZ-URIBEONDO, J. 1998. El cangrejo de río: distribución, patología, inmunología y ecología. *Revista AquaTIC* 3.
14. DOUPÉ, R., MORGAN, D., GILL, H. y ROWLAND, A. 2004. Introduction of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens) to Lake Kununurra, Ord River, Western Australia: prospects for a'yabby'in the Kimberley. *Journal of the Royal Society of Western Australia*, 87, 187-191.
15. DOF (DIARIO OFICIAL DE LA FEDERACIÓN). 2012. Acuerdo mediante el cual se aprueba la actualización de la Carta Nacional Acuícola. (en línea). Consultado 23 Jun. 2013. Disponible en: http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5313326&fecha=09/09/2013
16. ECOLAP (INSTITUTO DE ECOLOGÍA APLICADA); MAE (MINISTERIO DEL AMBIENTE). 2007. Guía del Patrimonio de Áreas Naturales Protegidas del Ecuador. (en línea). ECOFUND, FAN, DarwinNet, IGM. Quito, Ecuador.
17. EDGERTON, B.F., OWENS, L., GLASSON, B. y DE BEER, S. 1994. Description of a small dsRNA virus from freshwater crayfish, *Cherax quadricarinatus*. *Diseases of Aquatic Organisms* 18: 63-69.
18. EDGERTON, B., OWENS, L., HARRIS, L., THOMAS, A. y Wingfield, M. 1995. A health survey of farmed redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens), in tropical Australia. *Freshwater Crayfish* 10: 322-338
19. EDGERTON, B.F. y OWENS, L. 1999. Histopathological surveys of the redclaw freshwater crayfish, *Cherax quadricarinatus*, in Australia. *Aquaculture* 180: 23-40.

20. EDGERTON, B. y PRIOR, H. 1999. Description of a hepatopancreatic rickettsia-like organism in the redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus*. *Diseases of aquatic organisms* 36: 77-80.

21. EDGERTON, B.F., WEBB, R., ANDERSON, I.G. y KULPA, E.C. 2000. Description of a presumptive hepatopancreatic reovirus, and a putative gill parvovirus, in the freshwater crayfish *Cherax quadricarinatus*. *Dis. Aquat. Organ.* **41**, 83–90. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/10918976>

22. EDGERTON, B.F., EVANS, L.H., STEPHENS, F.J. y OVERSTREET, R.M. 2002. Synopsis of freshwater crayfish diseases and commensal organisms. *Aquaculture* 206: 57-135. <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848601008651>

23. EDGERTON, B. 2002. Hazard analysis of exotic pathogens of potential threat to European freshwater crayfish. *Bulletin Français de la Pêche et de la Pisciculture*, 813-820.

24. EDGERTON, B.F. 2004. Susceptibility of the Australian freshwater crayfish *Cherax destructor* albidus to white spot syndrome virus (WSSV). *Dis. Aquat. Organ.* **59**, 187–193. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/15264714>

25. EVANS, L.H., EDGERTON, B.F., STEPHENS, F.J. y OVERSTREET, R.M. PART 1. Review of freshwater crayfish diseases and commensal organisms. Disponible en: http://www.daff.gov.au/__data/assets/word_doc/0018/11583/fw_crayfish_dis_pr_o_rev.doc

26. EVANS, L.H., FAN, A. y FINN, S. 1992. Health Survey of Western Australian Freshwater Crayfish. Curtin University of Technology, Perth.

27. FAO (ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN, IT). 2005. DOCUMENTO

- TÉCNICO DE LA PESCA 451. (en línea). Vigilancia y zonación para enfermedades de animales acuáticos. Consultado 20 May. 2013. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/009/y5325s/y5325s00.htm>
28. FAO (ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN, IT). 2013. Cultured Aquatic Species Information Programme *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868). (en línea). Consultado 18Jun. 2013. Disponible: http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Cherax_quadricarinatus/en
29. GPG (GOBIERNO PROVINCIAL DEL GUAYAS) y GADPG (GOBIERNO AUTONOMO DESCENTRALIZADO PROVINCIAL DEL GUAYAS). 2013. Plan de Desarrollo de la Provincia del Guayas 2012-2021. p 371.
30. GUILLÉN, A. 2010. La biodiversidad oculta. Páginas de información ambiental (34):24-29. Disponible en: <http://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/3292247.pdf>
31. HERBERT, B. 1987. Notes on diseases and epibionts of *Cherax quadricarinatus* and *C. tenuimanus* (Decapoda: Parastacidae). Aquaculture 64: 165-173
32. HOLDICH, D. M. y CRANDALL, K. .2002. Biology of freshwater crayfish. Blackwell Science Oxford.
33. INOUE, K., MIWA, S., OSEKO, N., NAKANO, H., KIMURA, T., MOMOYAMA, K. y HIRAOKA, M.1994. Mass mortalities of cultured kuruma shrimp *Penaeus japonicus* in Japan in 1993: electron microscopic evidence of the causative virus. Fish Pathol. 29:149-158.
34. JIMÉNEZ, R. y ROMERO, X. 1997. Infection by intracellular bacterium in red claw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (Von Martens), in Ecuador. Aquaculture Research 28(12):923-929.

35. JIMÉNEZ, R., BARNIOL, R., ROMERO, X. y MACHUCA, M. 1998. A prokaryotic intracellular organism in the cuticular epithelium of cultured crayfish, *Cherax quadricarinatus* (von Martens), in Ecuador. Journal of fish diseases 21(5):387-390.
36. JIMÉNEZ, R y ROMERO, X. 1998a. *Cherax* Baculovirus (CBV) in red claw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (Von Martens) cultured in Ecuador. Aquacult Res 28:923–929
37. JIMÉNEZ, R y ROMERO, X. 1998b. *Cherax* baculovirus in red claw crayfish, *Cherax quadricarinatus* cultured in Ecuador. Journal Of Aquaculture In The Tropics. 13(1): 51-56.
38. JONES, T.C. y LESTER, R.J. 1992. The life history and biology of *Diceratocephala boschmai* (Platyhelminthes; Temnocephalida), an ectosymbiont on the redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus*. Hydrobiologia, 248, 193-199.
39. JONES, C.M. y RUSCOE, I.M. 1996. Production Technology for Redclaw Crayfish (*Cherax quadricarinatus*). (en línea). Consultado el 5 de Jun. 2013.
40. JONES, J. y LAWRENCE, C. 2001. Diseases of yabbies (*Cherax albidus*) in Western Australia. Aquaculture 194(3):221-232. Disponible en:
41. KARPLUS, I., ZORAN, M., MILSTEIN, A., HARPAZ, S., ERAN, Y., JOSEPH, D. y SAGI, A. 1998. Culture of the Australian red-claw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) in Israel III. Survival in earthen ponds under ambient winter temperatures. (en línea). Aquaculture 166:259–267. Consultado el 2 Jul. 2013. Disponible en:
<http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848698002907>
42. KETTERER, P.J., TAYLOR, D.J y PRIOR, H.C. 1992. Systemic rickettsia-like infection in farmed freshwater crayfish, *Cherax quadricarinatus*. In: Shariff M,

Subasinghe RP, Arthur JR (eds) (editors), Diseases in Asian Aquaculture IFish Health Section, Asian Fisheries Society, Manila, Philippines, p 173-179

43. LAMOTHE-ARGUMEDO, R. 1983. Introduction to the biology of Platyhelminths, AGT Editor, SA. 143pp
44. LIGHTNER, D.V. 1996. A handbook of pathology and diagnostic procedures for diseases of Penaeid shrimp. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana. 610 pp.
45. LUCHINI, L. 2004. Algo más sobre el cultivo de la red claw (*Cherax quadricarinatus*). Ed. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentos (SAGPyA), Subsecretaría de Pesca y Acuicultura, Dirección de Acuicultura. Buenos Aires, Argentina. 12p.
46. MAS-CASTELLÀ, J. 2010. The Molecular Biology of Cyanobacteria. Donald A. Bryant (ed). International Microbiology 1(1):82. Disponible en: <http://revistes.iec.cat/index.php/IM/article/viewFile/4c3da696f2bb6.002/16>
47. MENDOZA, R., RODRÍGUEZ, G. y CASTILLO, S. 2011. Riesgos de dispersión y posibles impactos de los acociles australianos, del género *Cherax* en México. Universidad Autónoma de Nuevo León y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO). 137 p.
48. MIMBELA, J. 2000. Evaluación del Crecimiento de las Hembras y Machos de la Langosta Australiana de Agua Dulce *Cherax quadricarinatus*, Bajo condiciones controladas. 50p.
49. MORA, S.V. y UYAGUARI, D.M. 2004. Situación Actual De Las Especies Introducidas En El Ecuador Con Fines Acuícolas. Tesis de Grado. ESPOL, Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias Del Mar. Guayaquil, Ecuador, 189 p.

50. MORA, S.V., UYAGUARI, D.M. y OSORIO, C.V. 2009. Situación Actual De Las Especies Introducidas En El Ecuador Con Fines Acuícolas.
51. MORALES-CUVARRUBIAS, M. 2008. GUÍA TÉCNICA PATOLOGÍA E INMUNOLOGÍA DE CAMARONES PENAEIDOS (en línea). Enfermedades Bacterianas. p, 118. Consultado 20 Jul. 2013.
52. OEJADA, P.Z., ROCHA, S. y CALVACHE GUERRERO, H. 2002. Baculoviruses as Biological Insectivides. Palmas 23. Disponible en : <http://agris.fao.org/agris-search/search/display.do?f=2004/CO/CO04001.xml;CO2003P00086>
53. PACHECO, L., CHICAIZA, D. y GUZMÁN, J. 2004. Aspectos biológicos pesqueros en el embalse Chongón, Septiembre-Diciembre 2003. Instituto Nacional de Pesca (INP), Comisión Técnica Institucional. Informe Técnico, 36p
54. PONCE, J., ARREDONDO, J. y ROMERO, X. 1999. Análisis del cultivo comercial de la langosta de agua dulce (*Cherax quadricarinatus*): y su posible impacto en América Latina. 8p.
55. ROHDE, K. 1987. Ultrastructure of flame cells and protonephridial capillaries of *Craspedella* and *Didymorchis* (Plathelminthes, Rhabdocoela). Zoomorphology 106(6):346-351.
56. ROMERO, X. 1997. Redclaw crayfish aquaculture in Ecuador: the new boom?. Journal NAGA, The ICLARM QUARTERLY, 18-21.
57. ROMERO, X. y JIMENEZ; R. 1997. *Epistylis* sp., (Ciliata: Peritrichida) Infestation on the eggs of berried red claw crayfish *Cherax quadricarinatus* females in Ecuador. (en línea). Journal of the World Aquaculture Society 28(4): 432-435.

58. ROMERO, X. 1998. Estudio sobre las patologías registradas en el cultivo de Langosta Australiana de agua dulce *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868) en el Ecuador. Tesis Doctoral. Universidad de Guayaquil, Facultad de Ciencias Naturales, Escuela de Biología. Guayaquil, Ecuador, 163 p.
59. ROMERO, X., TURNBULL, J. y JIMÉNEZ, R. 2000. Ultrastructure and Cytopathology of a Rickettsia-like Organism Causing Systemic Infection in the Redclaw Crayfish, *Cherax quadricarinatus* (Crustacea: Decapoda), in Ecuador. (en línea). *Journal of Invertebrate Pathology* 76, 95–104.
60. ROMERO, X. y JIMENEZ, R. 2002: Histopathological survey of diseases and pathogens present in redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* Von Martens, cultured in Ecuador. *Journal of Fish Diseases* 25: 653-667.
61. ROUSE, D.B. 1994. A new species for Ecuador? *Journal World Aquaculture* 25(3):51. (en línea). Consultado 11 Jul. 2013. Disponible en: <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1046/j.1365-2109.1997.00923.x/abstract>
62. RUBIO LIMONTA, M. y SILVEIRA COFFIGNY, R. 2012. Enfermedades infecciosas en camarones *Penaeus* y langosta *Panulirus*. (en línea). Situación actual REDVET. *Revista Electrónica de Veterinaria*, 13(7)1-17. Consultado: 10 de Jul. de 2013. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/636/63624404016.pdf>
63. SAKER, M.L. y EAGLESHAM, G.K. 1999. The accumulation of cylindrospermopsin from the cyanobacterium *Cylindrospermopsis raciborskii* in tissues of the Redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus*. *Toxicon Off. J. Int. Soc. Toxinology* 37, 1065–1077. Disponible en: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/10484741>
64. SEWELL, K. y CANNON, L. 1995. A scanning electron microscope study of *Craspedella* sp. from the branchial chamber of redclaw crayfish, *Cherax*

quadricarinatus, from Queensland, Australia. In: CANNON, L. G. (ed.) Biology of Turbellaria and some Related Flatworms. Springer Netherlands.

65. SEWELL, K. y WHITTINGTON, I. 1995. A light microscope study of the attachment organs and their role in locomotion of *Craspedella* sp.(Platyhelminthes: Rhabdocoela: Temnocephalidae), an ectosymbiont from the branchial chamber of *Cherax quadricarinatus* (Crustacea: Parastacidae) in Queensland, Australia. *Journal of natural history*, 29, 1121-1141.

66. SEWELL, K. 2013. Key to the genera and checklist of species of Australian temnocephalans (Temnocephalida). *Museum Victoria Science Reports*, 17, 1-13.
 Disponible en
http://museumvictoria.com.au/pages/44450/sewell_scireport_24may2013.pdf

67. SHANE, T.A y DARREN, C.J. 2007. Feral populations of the Australian Red-Claw crayfish (*Cherax quadricarinatus* von Martens) in water supply catchments of Singapore. (en línea). Springer Science+Business Media B.V. *Biol Invasions* 9:943–946.

68. SHI, Z., WANG, H., ZHANG, J., XIE, Y., LI, L., CHEN, X., EDGERTON, B.F. y BONAMI, J. R. 2005. Response of crayfish, *Procambarus clarkii*, haemocytes infected by white spot syndrome virus. *Journal of fish diseases* 28(3):151-156.

69. SLUYS, R., KAWAKATSU, M. y YAMAMOTO, K. 2010. Exotic freshwater planarians currently known from Japan. *Belg. J. Zool.*, 140 (Suppl.): 103-109.

70. UNESTAM, T .1975. Defence reactions in and susceptibility of Australian and New Guinean freshwater crayfish to European-crayfish-plague fungus. *Australian Journal of Experimental Biology and Medical Science* 53:349–359.

71. UNZUETA-BUSTAMANTE, M. L., SILVEIRA-COFFICNY, R., PRIETO, A. A., AGUIRRE-GUZMÁN, G. y VÁZQUEZ-JUÁREZ, R. 2004. Susceptibility

of *Litopenaeus schmitti* and *Cherax quadricarinatus* to white spot syndrome virus (WSSV). *Ciencias Marinas*, 30, 537-545. Disponible en : <http://www.redalyc.org/pdf/480/48030404.pdf>

IX. GLOSARIO DE TERMINOS

Agente patógeno: Microorganismo o entidad biológica capaz de producir enfermedad o daño en la biología de un hospedero (humano, animal, vegetal, etc.)

Anaeróbico: Organismo capaz de sobrevivir, crecer o funcionar en ambientes que no tienen oxígeno

Antenas: Pares de apéndices articulados, filiformes y con gran movilidad, situados en la cabeza de los crustáceos.

Antiséptico: Son sustancias antimicrobianas que se aplican a un tejido vivo o sobre la piel para reducir la posibilidad de infección, sepsis o putrefacción

Apéndice: Estructuras anatómicas pares formadas por elementos articulados entre sí, que se insertan en todos o algunos de los metámeros del cuerpo.

Aséptico: Es la condición libre de microorganismos que producen enfermedades o infecciones

Atrofia: Consiste en una disminución importante del tamaño de la célula y del órgano del que forma parte, debido a la pérdida de masa celular

Bacilo: Bacterias con forma de bastón cuando son observadas en un microscopio.

Bacterias: Microorganismos unicelulares en forma de filamentos, cocos y estructuras espirales. No poseen clorofila.

Bacterias patógenas: Son las que causan enfermedades tanto a los animales, vegetales y al hombre.

Bioseguridad: Según la FAO y la OIE, consiste en el estado ideal en el que se establecen medidas para prevenir la introducción y la propagación de la enfermedad.

Biótico: Organismos que comparten un mismo ambiente en un tiempo determinado.

Branquia: Es el órgano por el cual los animales acuáticos realizan la respiración.

Brote: Aparición repentina de una enfermedad debida a una infección en un lugar específico. El brote es sinónimo de epidemia.

Calidad del agua: Conjunto de variables fisicoquímicas del agua relacionadas con la acuicultura.

Cefalotórax: Es también llamada la cabeza del crustáceo; estructura que contiene órganos y tejidos propios del tórax y de la cabeza.

Control Muestra: que se excluye de un análisis experimental, para que sirva de referencia en la evaluación de resultados de la parte analizada.

Cuarentena: Es la medida que consiste en mantener a un grupo de animales acuáticos aislados, sin ningún contacto directo o indirecto con otros animales acuáticos, para someterlos a observación durante un período de tiempo determinado y, si es necesario, a pruebas de diagnóstico o a tratamiento.

Cutícula: Es la capa más exterior del tegumento, seguidamente por encima de la epidermis (epitelio cuticular) y separada por ésta. Es una formación rígida, a celular (sin células de estructura compleja y compuesta por quitina y calcio).

Depredador: Organismo que mantiene un tipo de relación interespecífica consistente en la caza y muerte que sufren algunas especies (presa) por parte de especies generalmente de mayor tamaño (depredadores).

Diagnóstico: Es la determinación de la índole de una enfermedad, conocimiento y estudio de los signos de una enfermedad, para la determinación del carácter y causa de la misma.

Enfermedad: Se designa la infección, clínica o no, provocada por uno o varios agentes.

Epizootia: Ocurrencia de casos naturales similares en una población animal, que excede claramente a la incidencia esperada en un período de tiempo determinado, en un área geográfica particular

Ectodermis: Es el comienzo de un tejido que cubre las superficies del cuerpo. Emerge primero y forma la capa externa de las capas germinativas.

Ectoparásito: Parásito que vive sobre la superficie del hospedero

Endoparásito: Parásito que se encuentra en el interior de los animales

Epicomensal: Parasito que se adhiere a la parte externa de los hospederos, utilizándoles como sustrato

Epitelio: Es el tejido formado por una o varias capas de células que recubren todas las superficies libres del organismo, y constituyen el recubrimiento interno de las cavidades y órganos. Los epitelios también forman el parénquima de muchos órganos.

Exoesqueleto: Revestimiento externo de ciertos artrópodos.

Huésped: Organismos simples o complejos, incluido el hombre, que en circunstancias naturales permite la subsistencia o el alojamiento de un agente infeccioso.

Hepatopáncreas: Glándula de los crustáceos y de otros invertebrados que combinan las funciones digestivas del hígado y del páncreas.

Incidencia: Tasa del número de casos nuevos de una enfermedad en una población particular durante un período específico de tiempo.

Infección: Presencia de un agente patógeno que se multiplica, desarrolla o está latente en un huésped.

Melanina: Pigmento de color negro o pardo en forma de gránulos que existe en el protoplasma de ciertas células de los invertebrados, es producto de la activación del sistema inmune para encapsular a un agente agresor (melanización).

Nemátodos: Organismos unicelulares que incluye gusanos redondos.

Necrosis: Muerte patológica de una célula o conjunto de células o de cualquier tejido del organismo, provocada por un agente nocivo que ha causado una lesión grave que no se puede reparar. Una vez que se ha producido y desarrollado la necrosis, es irreversible

Patógeno: Microorganismo capaz de producir enfermedad a las personas, animales o plantas. Incluye principalmente a virus, bacterias, hongos y protozoarios

Pleópodos: Apéndice abdominal de ciertos crustáceos que está modificado para la natación.

Prevalencia: Número total de animales acuáticos infectados expresado en porcentaje del número total de animales acuáticos presentes en una población determinada y en un momento determinado

Quela: Pinza o gancho de las patas de ciertos crustáceos

Síndrome: Cuadro clínico o conjunto sintomático, grupo significativo de síntomas y signos, que concurren en un mismo tiempo y forma, caracterizando una enfermedad.

Urópodos: Apéndices abdominales aplanados de diversos crustáceos que con la ayuda del telson forman un abanico caudal.

Vibriosis Enfermedad bacteriana causada por especies del género *Vibrio*, que afecta a los crustáceos y que es favorecida en condiciones de estrés.

Virus: Es una entidad biológica capaz de autorreplicarse utilizando la maquinaria celular. Es un agente potencialmente patógeno compuesto por una cápside de proteínas que envuelve al ácido nucleico, que puede ser ADN o ARN.

X. ANEXOS.

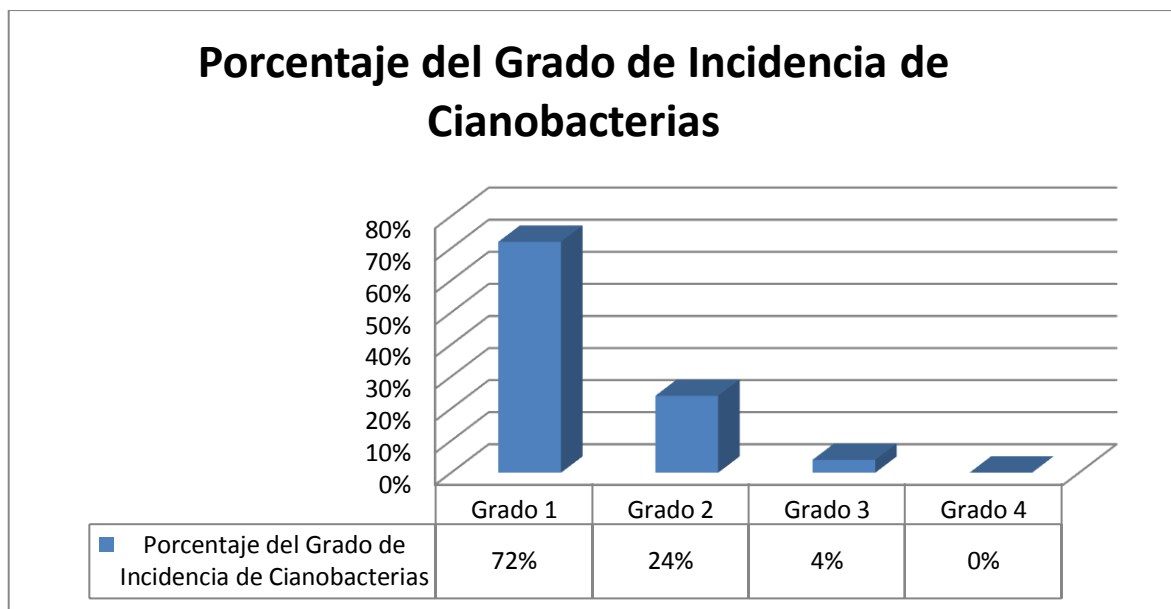


Grafico 1.- Porcentaje del Grado de Incidencia de Cianobacterias

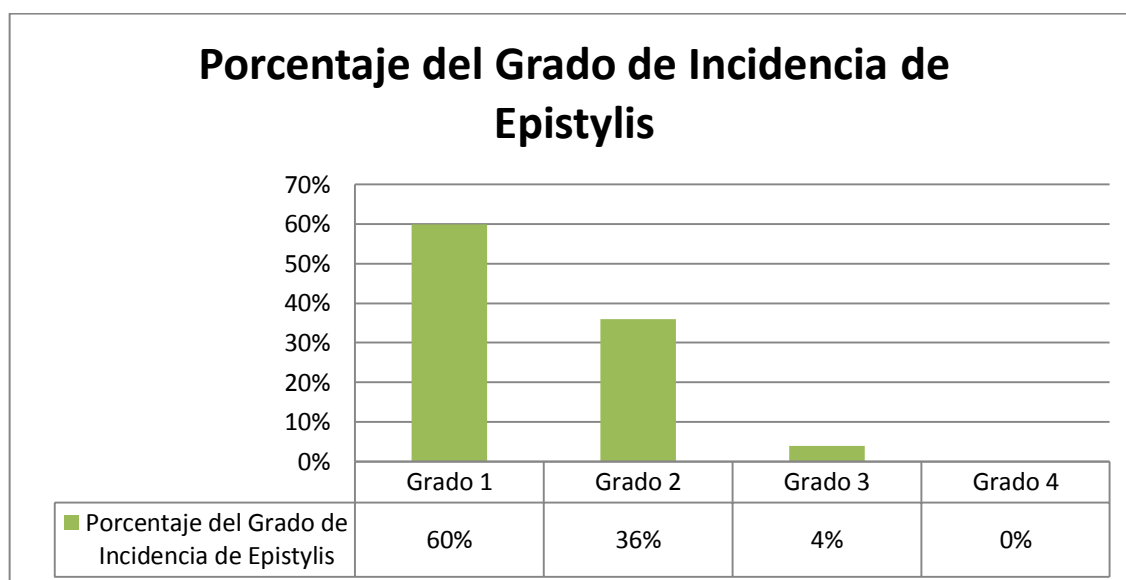


Grafico 2.- Porcentaje del Grado de Incidencia de Epistylis

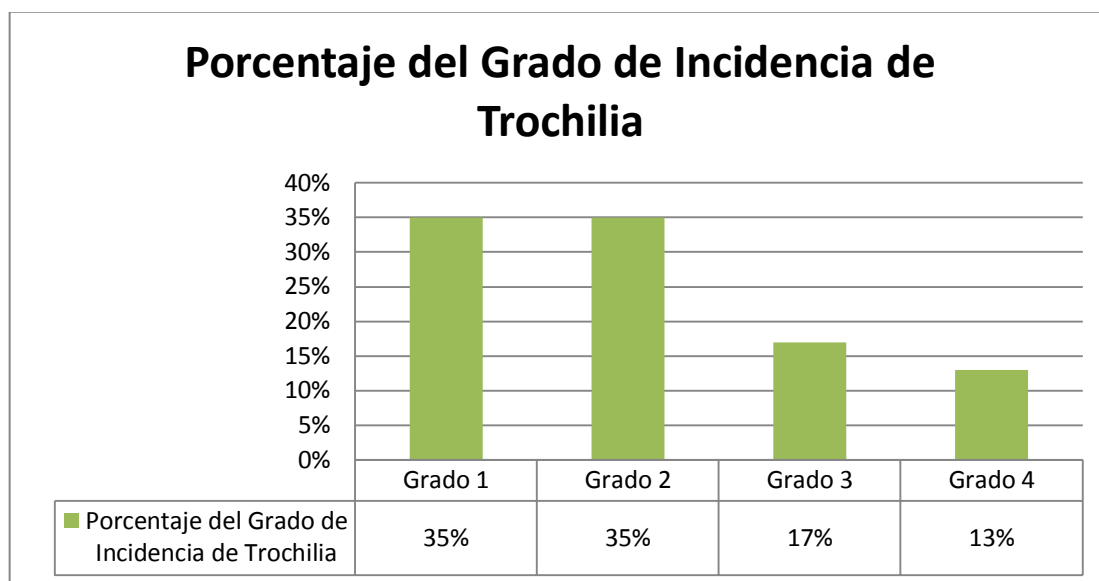


Grafico 3.- Porcentaje del Grado de Incidencia de Trochilia

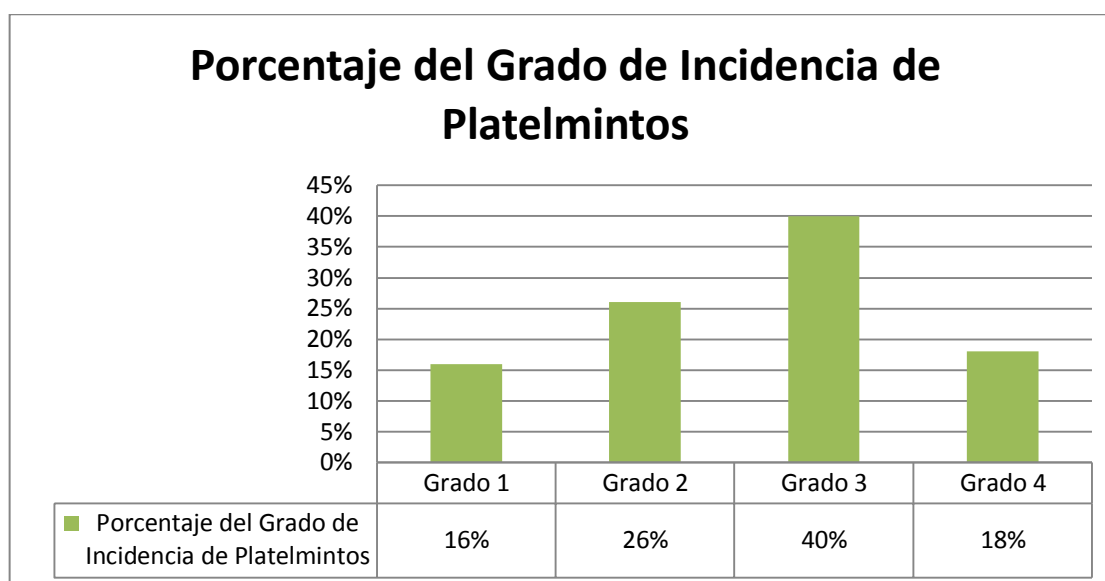


Grafico 4.- Porcentaje del Grado de Incidencia de Platelmintos

FORMATO DE ENCUESTA

Sexo del encuestado

Masculino _____ Femenino _____

¿Qué recurso pesquero extrae Ud. en el año?

Langostas _____ Peces _____ Otros _____

¿Qué meses del año se dedica a la extracción de langosta?

¿En qué meses del año Ud. captura las langostas más grandes?

¿Cómo realiza Ud. la captura de langostas?

Catangas (Trampas) _____ Trasmallo _____ Otros _____

¿A qué profundidad realiza la captura de la langosta?

3 a 5 metros _____ 6 a 10 metros _____ 10 a 15 metros _____

¿A qué distancia de la Orilla coloca las trampas o catangas?

3 a 5 metros _____ 6 a 10 metros _____ 10 a 15 metros _____

¿Ha observado decoloración en las langostas capturadas?

Siempre _____ A veces _____ Nunca _____

¿Ha observado langostas capturadas sin patas (pleópodos)?

Siempre _____ A veces _____ Nunca _____

¿Ha observado langostas muertas durante la captura?

Siempre _____ A veces _____ Nunca _____

¿Ha observado vellosidades o algo inusual adheridas en el exoesqueleto de la langosta?

Siempre _____ A veces _____ Nunca _____