



EFFECTO DEL AMBIENTE LUMÍNICO EN LA COLORACIÓN DEL
CAMARÓN ORNAMENTAL *Lysmata boggesi*

T E S I S

que para obtener el grado académico de

Maestra en Ciencias

(Biología Marina)

p r e s e n t a

LAURA MAGALY ROLDÁN LUNA

Director de Tesis: Fernando Nuno Dias Marques Simoes

Comité Tutorial: Dr. Álvarez Noguera Fernando

Dr. Amezcua Martínez Felipe

Dr. Cházaro Olvera Sergio

Dra. Gaxiola Cortés Gabriela

México, DF. a 27 de enero del 2012



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

“Sólo si nos detenemos a pensar en las pequeñas cosas llegaremos a comprender las grandes”

José Saramago

DEDICATORIA

A MI MAMÁ (NOHEMI LUNA): Mami eres el mejor ejemplo que eh tenido en mi vida, no tengo manera de agradecer todo lo que has hecho y seguirás haciendo por mí. Mil gracias por ser mi amiga, mi mano derecha y mi todo; este es un pequeño obsequio para ti porque sin tu apoyo yo no hubiese logrado esto. Eres una persona admirable que sabe salir adelante a pesar de las adversidades, con una gran fortaleza y que siempre ve el lado positivo de las situaciones; espero algún día aprender un poco de lo mucho que tú me has enseñado. TE AMO MUCHO GORDITA 😊.

A MI PAPÁ (JUAN ROLDÁN): Papi eres una persona que siempre me has brindado tu apoyo y con la que puedo contar siempre a pesar de mis errores, gracias por creer en mí y por los ánimos que me das para seguir adelante. También gracias por el apoyo para llegar hasta donde estoy y por hablar de mí con tanto orgullo. TE AMO MUCHO PAPI 😊.

A MIS HERMANAS (GUILLE, LETI Y ANGÉLICA): Niñas, bueno son muchos los momentos que hemos compartido juntas desde los juegos infantiles hasta nuestras historias actuales. Gracias por los enojos, peleas y por todas las alegrías; porque nos hemos reído como locas de las cosas más simples. Y mil gracias por escucharme y por los consejos que hacen falta tanta veces. LAS AMO MUCHO Y QUE SIGAN VINIENDO MÁS EXITOS PARA CADA UNA, NO DEJEN LUCHAR POR ELLO 😊.

A MI BEBÉ HERMOSA (MICHELLE): Chaparrita linda te amo infinitamente, es una maravilla ver como has crecido en estos 9 años, eres toda ternura e inocencia. Es admirable que aunque seas tan pequeñita vives mejor que un adulto sin complicarte tu existencia porque sabes ser feliz con lo más sencillo; eres mi angelito porque estando cerca o lejos te llevo siempre en mi corazón. Gracias por compartir conmigo tu amor e interés hacia la naturaleza. Gracias por existir y por alegrar mi vida sobrinita. TE AMO, TE AMO Y TE AMO MI CHIQUITA LA MÁS HERMOSA 😊.

RECONOCIMIENTOS

A la M. en C. Gemma Martínez por todas las facilidades otorgadas para el mantenimiento de los camarones en el iglú, a la M. en C. Maribel Bañillo y la Dra. Patricia Guadarrama por la ayuda en el laboratorio de Ecología. A la M. en C. Reyna Calva por la colaboración en la parte de histología; a Hugo Ponce, Fredy Soriano y Manuel Amaral por el apoyo en las alimentaciones de los organismos. Finalmente a la Dra. Maite Mascaró y al Dr. Jorge Arguez por la contribución en los análisis estadísticos de la tesis.

AGRADECIMIENTOS

Al **Dr. Nuno Simoes** por el entusiasmo que mostraste para realizar este proyecto, por la enorme paciencia que me brindaste en la maestría; por apoyarme durante mis lapsos de fragilidad, por ser una persona que sabe escuchar y por las sugerencias para mejorar este trabajo. Muito obrigada.

A mis sinodales la **Dra. Gaxiola**, el **Dr. Fernando**, el **Dr. Amezcua** y el **Dr. Cházaro** por sus comentarios sugeridos en tutorales y en el documento final para tener un trabajo mejor. Al **Dr. Raymond Bauer** porque su bibliografía fue muy útil para este proyecto, asimismo por sus acertados comentarios y sugerencias para la presentación de la tesis.

A la **UMDI-SISAL** porque ahí lleve a cabo todas mis actividades del posgrado, especialmente en el iglú de ecología y conducta. Un agradecimiento especial a uno de los mejores profesores que eh tenido y que explicaba con el mayor entusiasmo y claridad sus clases y que también me brindó apoyo para este proyecto, pero lamentablemente se nos adelantó; **Dr. Gilberto Jerónimo † q.e.p.d.** A la mejor institución de la cual estoy muy orgullosa de ser parte, la **UNAM**. A mis camaroncitos *Lysmata boggesi* porque con ellos pude realizar este interesante trabajo.

A mi familia Luna, especialmente estoy muy agradecida con mi tía **Yolanda** quien siempre nos ha brindado amor, apoyo y sabios consejos, gracias por acompañarnos en nuestro camino e iluminarnos. La quiero mucho tía.

A mis amigos de siempre: **Nathy** eres una maravillosa persona con la que siempre puedo contar para todo sin importar las distancias, porque tienes las palabras y consejos adecuados para cada momento, TQM y gracias por ser parte de mi vida conejita, al igual que mis sobrinitas. **Anita** que puedo decir si tú me has apoyado en momentos tan difíciles así como en los agradables, porque me has ayudado a levantarme de mis tropiezos; TQM topito y seguiremos escribiendo nuestras historias en ya sabes que libros ☺. **Atenógenes** eres un chavo súper maduro y el que me hace entrar en razón con regaños y apoyo, eres mi confidente y el que me hace ver el otro lado

de la cara, TQM pequeño. **Yosef** con tus locuras siempre me haces reír hasta en los peores momentos, y porque aunque estemos lejos nunca nos perdemos la pista, gracias por todo amigo. **Manuel** a pesar de nuestras diferencias siempre estás para mí, brindándome tu apoyo incondicionalmente en todos los aspectos, agradezco que sigas formando parte de mi vida TQM.

A mis amigas recientes que conocí en Sisal: **Gemma** no terminaría de agradecerte todo lo que has hecho por mí; no solo en la parte académica, ya que por ti aprendí muchas cosas en el transcurso de la maestría, también por todo el apoyo moral que me otorgaste, no olvidaré que fuiste la primera en recibirme de la mejor manera y como sabes eres una personita con inmensas virtudes que te hacen un ser inolvidable y muy querido, mil gracias por todo fue un placer trabajar contigo y tener tu amistad. **Adri** hermosa brasileña gracias a ti conocí otras costumbres e idioma y a una persona que puso su hombro en los momentos más difíciles, que me supo escuchar y que también me alegró muchos días, siempre te llevaré en mi corazón al igual que a Valentina.

En mi caminito de la vida también eh encontrado a gente tan linda con la que eh compartido muchos momentos y que eh aprendido cosas muy valiosas de cada uno, gracias: Carlitos, Joel, Christopher, Conchis, Lalito, Chucho, Sarita, Sayuri, Marcela, Rox, Gamboa, Richard, Leti.

Finalmente gracias al lugar mágico que conocí donde pasé experiencias inolvidables, la tierra maya querida: Yucatán.

ÍNDICE

RESUMEN	1
INTRODUCCIÓN	2
Coloración en organismos acuáticos	3
Ambiente lumínico	4
Receptores de radiación: Visión	6
Pigmentos en camarones	8
Dieta	9
Hormonas	10
Mecanismos de cambio de coloración.....	11
Caparazón	12
Teoría del Color	14
<i>Lysmata boggesi</i>	17
Descripción de patrones de coloración en <i>Lysmata boggesi</i> (<i>wurdemanni</i> complex)	18
JUSTIFICACIÓN.....	20
OBJETIVO GENERAL	21
OBJETIVOS PARTICULARES.....	21
HIPÓTESIS	22
MÉTODOS.....	23
Sistema de mantenimiento de animales.....	23
Protocolo de anestesia	24
Determinación de zonas de seguimiento de color	26
Fotografía de organismos	28
Mediciones de luz en los acuarios del experimento	29
Experimento cambios de coloración con diferente radiación reflejada y tiempos de cambios en coloración.....	29

Método para analizar cambios en coloración	31
Análisis estadísticos.....	33
Histología	34
RESULTADOS	35
Patrones de coloración en <i>Lysmata boggesi</i>	35
Experimento de diferente radiación reflejada en cambios de coloración.....	40
Experimento tiempos de cambios de coloración	43
DISCUSIÓN.....	60
Manipulación de factores para cambios de coloración: radiación reflejada como factor principal	60
Mecanismos fisiológicos y morfológicos	62
Cambios de coloración en las diferentes zonas anatómicas	64
CONCLUSIONES.....	67
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	68
ANEXOS	73
Anexo 1	73
Dieta	73
Anexo 2	75
Mediciones de luz.....	75
Anexo 3	77
Tamaño de los organismos.....	77
Anexo 4	78
Datos RGB.....	78
Anexo 5	81
Histología	81

RESUMEN

La coloración del camarón ornamental *Lysmata boggei* suele ser distinta, en tanto que en el medio silvestre presenta una pigmentación rojiza, en condiciones de cautiverio su color es semi-transparente; por tanto en el presente trabajo se investigó la plasticidad de los procesos biológicos de adaptación de coloración de la especie sujetos a cambios en la radiación (reflejada) con fondo distinto en los acuarios. Con esto se describió los patrones de coloración de la especie, asimismo se determinó en que momento cambian de tonalidad los camarones, debido al tipo de mecanismo que utilicen mayormente, siendo un cambio fisiológico (rápido en hora o días) o morfológico (lento en semanas) por ello el experimento realizado tuvo una duración de quince días; donde se consideraron tres tiempos, el día cero, día tres y día quince. Para tener un efecto de diferente radiación reflejada se cambió el fondo del acuario, teniendo tratamientos con cinco acuarios blancos y cinco rojos, donde se colocaron aleatoriamente a tres camarones por acuario, identificando a cada uno. Los cambios de color en los camarones se cuantificaron en tres zonas anatómicas, las que se consideraron más representativas de acuerdo a la coloración, siendo los pedúnculos, somitos abdominales y urópodos las estructuras que se analizaron. Para realizar las comparaciones de cada zona, en ambos tratamientos y en los tres tiempos se utilizó el método fotográfico, con todas las fotos estandarizadas. Por consiguiente se cuantificó el cambio de color con las fotografías por medio del programa de ImageJ, el cual proporcionó histogramas de los colores rojo, verde y azul (RGB por sus siglas en inglés) dando como resultados las medias para cada color, las cuales se analizaron por medio de una MANOVA. Lo que se obtuvo fueron cambios de pigmentación (de transparente a rojizo) en los camarones que permanecieron en los acuarios con fondo rojo hasta el día quince con una p altamente significativa; en función a la escala RGB se pudo demostrar que el color rojo permanece estable mientras que el azul y verde se modifican, dando como resultado la tonalidad final. Los pedúnculos fueron las zonas donde se pudo cuantificar mejor los cambios de coloración por el método fotográfico. Concluyendo que al modificar la luz reflejada (diferente fondo en los acuarios) se puede manipular un cambio en la pigmentación de los camarones; percibiendo tales cambios en un periodo de 3-15 días.



INTRODUCCIÓN

El color es una adaptación que han adquirido los animales a lo largo de años, y se refleja en el mundo animal como mecanismos que adoptan para la supervivencia de acuerdo a los distintos tipos de ambientes en los que habitan. Las modificaciones rápidas que realizan los individuos en sus patrones de coloración, representa un papel fundamental en su biología. Una estrategia de cambio de coloración es el camuflaje el cual les sirve a los animales para ocultarse de sus presas o depredadores, coincidiendo con el color del ambiente en que se encuentren (Wicksten 1983). También los cambios en algunos animales, los realizan como parte de despliegues de cortejo o exhibiciones agresivas (Bauer 2004a). Existen tipos de coloración que son muy utilizados en el reino animal, los crípticos (funcionan como una adaptación que permite la prevención de la detección de presas) y aposemáticos (funcionan como un aviso a sus depredadores) o también pueden ser el resultado de la selección sexual. La coloración de los organismos en el ambiente tanto terrestre como acuático es muy distinta; en el acuático depende directamente de la atenuación diferencial de diferentes rangos de onda en la columna de agua. En las aguas someras la calidad espectral de luz es extensa y la intensidad es alta, mientras que en aguas más profundas el rango y cantidad de luz espectral va decreciendo (Cheroske et al. 2003). Debido a la penetración variante en la columna de agua, las adaptaciones visuales también se modifican; en la zona batipelágica que está por debajo de los 1000 m la luz disponible es solo para los organismos que producen destellos bioluminiscentes (Warrant 2004b), estos distintos estímulos contrastan los tipos de adaptaciones visuales que presentan los individuos dependiendo de la zona en donde habiten; ya sea un lugar con luz u oscuro. Para el grupo de los crustáceos, su visión está bien desarrollada, ya que presentan un sistema complejo en cuanto a la natación, reconocimiento de presas y captura, selección de pareja y para la comunicación (Cronin 1986, Cronin 2001). Por ejemplo los crustáceos estomatópodos, como el camarón mantis que posee 16 tipos de fotorreceptores espectrales, de los cuales 12 los usa para la visión del color incluyendo la gamma de los ultravioleta, los restantes los utiliza para la visión espacial y polarizada; esto hace que cuenten con más tipos de receptores que cualquier otro animal (Porter 2009). En los camarones carideos los cambios de color a distintas



composiciones espectrales pueden estar controlados básicamente por dos categorías: el cambio fisiológico (rápido en minutos) dado por la dispersión o contracción en los pigmentos de los cromatóforos; el cambio morfológico (gradual en semanas) dado por la alteración en el tipo y número de cromatosomas en el cuerpo, así como en la cantidad de pigmentos (Bauer 2004a).

La pesquería de especies con valor ornamental ha tomado un lugar importante a nivel mundial, la demanda de adquirir estos organismos ha incrementado (Wabnitz 2003). La mayoría de los organismos que son capturados provienen del medio natural (Hoff 2001). A éstos organismos suelen capturarlos, tanto por las funciones biológicas que desempeñan en el ecosistema, asimismo por su apariencia atractiva que representan en las peceras (Rhyne et al. 2009). Las especies *Lysmata debelius*, *L. boggei*, *L. amboinensis* tienen una alta demanda en la industria de los acuarios marinos (Rhyne 2006) por su apariencia y porque funcionan como organismos limpiadores en las peceras arrecifales (Calado et al. 2003). En la acuarofilia se conserva a dichos organismos debido a que presentan diversas formas y colores llamativos, en el caso particular de la especie *Lysmata boggei* la coloración que muestra en su cuerpo puede ser rojiza o cobriza en su ambiente natural (Rhyne 2006); en cautiverio regularmente los animales no logran desarrollar una coloración similar a la de su medio natural, suelen ser más translúcidos, por ello el valor comercial disminuye. Por tanto en el presente trabajo se pretende investigar la plasticidad de los procesos biológicos de adaptación de coloración de *Lysmata boggei* sujetos a cambios en el régimen de radiación (reflejada e incidente) para posteriormente poder manipular su coloración con fines económicos óptimos.

Coloración en organismos acuáticos

Existen muchos animales que tienden a modificar sus patrones de coloración; las adaptaciones que presentan los animales marinos en cuanto a su tonalidad es evitar ser detectados y por tanto adoptan algunas formas de camuflaje como la coloración críptica, la transparencia y la bioluminiscencia (Herring 2002). En varios estudios se ejemplifica la



importancia del color en la biología de los organismos; en los animales acuáticos como los peces de arrecifes coralinos, tienden a utilizar los colores de su cuerpo para advertir sobre su toxicidad, algunos presentan coloración disruptiva lo que les permite romper la forma del cuerpo y poder esconderse en el fondo. Otro caso es el de los peces planos o peces roca del género *Synanceia* que cambia su coloración imitando el entorno donde se ubican (Castro 2007); en los peces su color corporal en el medio varía dependiendo a la profundidad en la que viven, debido a que la distribución espectral va cambiando en el ambiente lumínico (Douglas et al. 1998) los individuos se adaptan de acuerdo al lugar donde se encuentren. En los ostrácodos del género *Vargula* utilizan destellos bioluminiscentes para comunicarse con sus congéneres en entornos de profundidad intermedia (Morin 1991). En los cangrejos violinistas del género *Uca* el color tiene un papel importante para la identificación de otras especies y el potencial en selección de pareja (Zeil 2001, Detto et al. 2006, Detto 2007). La transparencia es otra estrategia que manifiestan diversos miembros del zooplancton, esto les ayuda a pasar inadvertidos en su entorno. En el caso de los camarones carideos la principal modificación de su coloración es debido a que éstos se ocultan de sus depredadores (Bauer 2004a). Estas adaptaciones cromáticas tanto en vertebrados (peces) e invertebrados (crustáceos) resultan de un movimiento bidireccional de pigmentos con ramificación llamados cromatóforos en respuesta a la señal química que reciban (Ribeiro 2007). Estos cambios de color en los animales se deben a diversos factores, tales como el medio ambiente en donde habitan (Auerswald et al. 2008), el tipo de iluminación (Tlusty 2005, Tume et al. 2009) y la dieta; en este último rubro han documentado que los carotenoides influyen en cierta parte a la pigmentación específicamente para crustáceos, (Yamada 1990, James 1996, Anon 1999) pero no induce un cambio notable en el color (Melville-Smith et al. 2003).

Ambiente lumínico

Los recursos naturales principales para que haya luz en el mar están provistos por el sol, la luna, las estrellas y por la bioluminiscencia producida por animales acuáticos. La intensidad de estos recursos va a cambiar con la profundidad. Estos cambios de intensidad y



distribución de luz con la profundidad alteran naturalmente las escenas visuales de los animales acuáticos (Warrant 2004b). En aguas menos profundas donde la luz se dispersa, produce una luz azul en el mar claramente visible y las escenas visuales al alcance de los animales se extienden en todas las direcciones. Pero en grandes profundidades donde la luz disminuye, los puntos de bioluminiscencia van apareciendo en niveles más profundos, donde los puntos bioluminiscentes pueden verse en todas direcciones. La zona eufótica iluminada por el sol es en donde se realiza el 70 % de la totalidad de la fotosíntesis, ésta se extiende a una profundidad de 100 metros. Después esta la zona disfótica, entre los 100 y 1000 metros de profundidad, donde penetra poca luz. La capa del océano donde no llega la luz, que es más del 90 por ciento de la superficie del océano en toda la Tierra, es la zona afótica, donde las profundidades son más de 1000 metros. En esta zona la intensidad de la luz decrece drásticamente (Warrant 2004b). Las aguas claras son más transparentes a la luz azul con una longitud de onda de 475 nm, dentro de los primeros 100 m la parte naranja-roja del espectro (más de 550 nm) es absorbida casi en su totalidad. La luz ultravioleta UV es también absorbida pero no tan efectivamente; en los océanos más claros, biológicamente las intensidades pertinentes se mantienen hasta por lo menos de 200 m (Frank 1996, Losey et al. 1999). Debido a la presencia de materia orgánica en las aguas costeras, ríos y lagos selectivamente absorben otras longitudes de onda de la luz y se ven más de color naranja (Loew 1990). De la cantidad de radiación que llega a la superficie del océano, dependiendo del estado del tiempo, una cierta cantidad es reflejada. Si las condiciones son tranquilas, menos radiación es reflejada, mientras que si las condiciones son de turbulencia, hay una cantidad mayor de luz reflejada. La radiación que penetra en la columna de agua es reflejada por el hecho de que la luz viaja más rápido en el aire que en el agua. La atenuación de la luz en la columna de agua se debe a la absorción por los pigmentos y la dispersión por las moléculas y partículas presentes en el agua. La luz en el ambiente es un factor relevante para los animales acuáticos, ésta tiene efecto en el comportamiento, el crecimiento, en la muda, en la maduración gonádica, en la reproducción y cambios de coloración (Giri et al. 2002, Wang et al. 2004, Cheroske & Cronin 2005, You 2006, Guo et al. 2011). Específicamente para el tema de interés que es cambios en el color, la luz es el factor que estimulan a ciertas hormonas que regulan la distribución de los cromatóforos



(Rao 2001b, Kalinowski et al. 2005) para que tengan la pigmentación que requieren los organismos. La radiación que penetra en la columna de agua es distinta a las condiciones artificiales que se les proporciona a organismos en cautiverio, por ello es importante simular un ambiente semejante al de su medio. En algunos caso se ha reportado que en cautiverio se ha logrado una mayor coloración cuando los animales están sujetos a mayores intensidades de luz (You 2006, Tume et al. 2009, Yasir 2010). Otro dato importante que se ha investigado son los cambios de color que presentan las especies de hábitos nocturnos cuando hay ausencia de luz (Allen et al. 2010). Por ello es sumamente importante estudiar que efecto tiene el ambiente lumínico en la coloración de *Lysmata boggei*, al poner a prueba la luz reflejada como factor determinante para los cambios en la coloración de la especie.

Receptores de radiación: Visión

La visión es una modalidad sensorial que normalmente provee a los animales mayor conciencia del lugar donde se encuentran (Castellanos 2005). En lo que respecta a los animales acuáticos su visión es compleja; la emplean para la natación, reconocimiento de presas, selección de pareja (hembra o macho), visión del ambiente y comunicación (Cronin 2001). El tipo de ojos que presenten los animales es de suma importancia, ya que son los principales órganos sensoriales por los que los individuos perciben los cambios en su entorno. Concretamente para los crustáceos se conocen dos tipos de ojos: los medianos y los compuestos; los ojos medianos son característicos de las larvas de Nauplios, estos presentan de 3 o a veces hasta 4 ocelos unidos a una simple estructura, el pigmento del ocelo está directamente sobre el protocerebrum (Verma 2005). Cada ocelo presenta unidades fotosensibles llamadas ommatidias (Gaten 2007) algunos ojos contienen pocas o hasta 10,000 de ellas. Así la precisión de la formación de imágenes depende del número de ommatidias. Los ojos compuestos se presentan en la parte distal del pedúnculo, cada ojo compuesto está conformado por ommatidias. Dichos ojos son particularmente adecuados para detectar el movimiento, no obstante la agudeza visual es afectada por el grado de



superposición entre los campos de visión de ommatidia vecinos. Cuanto mayor sea la superposición, peor será la agudeza visual (Brusca 2003). El pedúnculo ocular es un centro neuroendocrino para regular muchos mecanismos fisiológicos como maduración gonadal, muda, metabolismo, pigmentos, entre otros a través de la liberación de hormonas como las que inhiben la vitelogénesis y la muda, así como las cromatoforotropinas, entre otras (Reyes 2002). Gran parte de los camarones poseen ojos en pedúnculos con la finalidad de aumentar la cantidad de información disponible para los ojos y para el sistema nervioso central, aumentando el campo de visión y el rango binocular. En crustáceos con este tipo de ojos tal como en otros animales visuales, existe un sistema de control que estabiliza la posición del ojo relativo al cuadro espacial de referencia (Neil 1982). La versatilidad de los ojos compuestos es, en cierta medida, el resultado de los pigmentos distales y proximales, localizados en las células que cubren total o parcialmente el centro del ommatidium. Los pigmentos distales están localizados en las células del iris, mientras que los pigmentos proximales están comúnmente localizados en las células retinulares y células de pigmentos secundarias; en muchos casos estos pigmentos son capaces de migrar de acuerdo en respuesta a variaciones en las condiciones lumínicas y por lo tanto cambiar su posición a lo largo del eje del ommatidium. En condiciones de luz intensa, los pigmentos se dispersan de tal manera que toda la luz llega a un rabadomero particular (Verma 2005). Los ojos de muchos crustáceos son de esta naturaleza y se denominan como ojos aposicionales (adaptados a la luz). Se piensa que estos ojos maximizan la resolución de la imagen formada ya que el campo visual de cada ommatidium es mantenido como una unidad discreta. Mientras que en condiciones de luz tenue los pigmentos se pueden concentrar normalmente de manera distal, por lo tanto permiten el paso de la luz por más de un ommatidium antes de llegar a los rabadomeros (Brusca 2003). Los ojos de este tipo se denominan ojos superposicionales (adaptados a la oscuridad) que funcionan como estructuras muy eficientes en capturar luz a expensas de agudeza visual con la capacidad de formar imágenes. Se ha demostrado que hay una relación entre los niveles de luz en el hábitat con las respuestas características de los ojos; los que tienen movimientos más lentos son los animales crepusculares porque pueden tener una menor respuesta en por su visión;



en tanto los de mayor que tienen mayor movilidad son los que se encuentran en hábitats con buena iluminación (Johnson et al. 2000).

Concluyendo, la visión particularmente en los crustáceos es muy sofisticada debido a la diversidad, complejidad e influencia de los ojos como proceso de percepción del medio circundante.

Pigmentos en camarones

Nagabhushanam (1969) mencionó que en el grupo de los crustáceos existen 2 tipos de efectos en cuanto a la pigmentación, uno está dado por los cromatóforos mientras que el otro por células retinulares pigmentarias. Sobre estos efectos se han realizado otros estudios donde los movimientos de los pigmentos se dan principalmente por la acción directa de la luz (en el caso de las células retinulares) y en los cromatóforos está regulado básicamente a nivel hormonal (Rao 2001b). Los cromatóforos son células ramificadas que se encuentran en el tegumento, éstos son regulados por pequeñas hormonas péptidas de origen neurosecretor para cada pigmento celular, pero generalmente la concentración y dispersión del pigmento está dado por las hormonas denominadas cromatoforotropinas (Rao 1983). Los cromatóforos en los crustáceos están descritos por el color de pigmento contenido en la célula. Los principales pigmentos de los camarones carideos son carotenoides, especialmente las xanthophylas (Noel 1994); la xanthophyla más común es la astaxantina (cromatóforos rojos) que produce un color rojo vivo (Yanar et al. 2004). También están los pigmentos negros, púrpuras oscuros y cafés que son frecuentemente causados por los ommocromas, una clase de pigmentos nitrogenados. Los de color blanco brillante son producidos por sustancias que reflejan la luz de manera total como flavinas (Noel 1994). Los invertebrados presentan varios tipos de estos pigmentos; por ejemplo el cangrejo *Carcinus maenas* puede tener carotenoides verdes o anaranjados, los de la langosta *Palinurus vulgaris* son rojos; los azules los presenta el camarón gigante *Macrobrachium rosenbergi* (Shahidi 1998), mientras que los camarones carideos poseen principalmente los rojos. Por tanto la nomenclatura de los cromatóforos está basada en los pigmentos presentes; en el caso de los cromatóforos con pigmento negro o café se llaman



melanóforos, los cromatóforos rojos son los eritróforos, algunos amarillos son xantóforos finalmente los blancos son los iridióforos (Fingerman 1965). En lo que respecta a los cromatóforos unicoloridos, Elofsson y Kauri (1971) mostraron con imágenes de microscopía electrónica de transmisión que son un grupo de varios cromatóforos con el mismo pigmento; esa asociación de dos o más cromatóforos se conoce como cromatosoma, que parece ser común en carideos (Bauer 2004a). Los cromatosomas son un grupo de un amplio rango en cuanto a pigmentos tales como la astaxantina, en cromatóforos garantizan un movimiento rápido sobre el área definida del animal lo que le facilita la adaptación para obtener un color como el del medio en el que esté, asimismo les da una protección solar (Auerswald et al. 2008). El patrón de color real producido por los cromatosomas depende de diversos factores: el tipo de cromatosoma, su densidad relativa, la cantidad y grado de dispersión de los pigmentos dentro de sus componentes (cromatóforos) y su localización en el cuerpo, todo esto contribuye a la coloración final. Por ejemplo, un área con un número alto de cromatosomas rojo-blanco, con el pigmento blanco disperso y el pigmento rojo concentrado, el resultado del color es blanco.

Dieta

Diversos estudios han demostrado la relación que hay entre la dieta proporcionada y el incremento en la pigmentación. Los carotenoides juegan un papel interesante en la coloración de los organismos ya que son los de más amplia distribución, siendo los más diversos de todos los pigmentos naturales (Shahidi 1998, Yanar et al. 2004); la astaxantina es el principal componente estudiado para observar los cambios de coloración.

Aunque muchos animales son incapaces de sintetizar los carotenoides, estos componentes se suministran en una dieta (Nègre-Sadargues et al. 2000, Hancz et al. 2003). La astaxantina ha tenido efectos positivos en el color tanto en el exoesqueleto y en el músculo en los crustáceos (Parisenti et al. 2011). Por ejemplo en las langostas *Homarus americanus* que tuvieron una alimentación con alto contenido en carotenoides, su epidermis tenía una tonalidad de rojo puro (Tlusty 2005) similarmente en *Penaeus monodon* presenta una mayor coloración corporal cuando se le suministra en su dieta predominantemente la



astaxantina (Tume et al. 2009). También en peces de interés comercial se ha suministrado astaxantina como parte de su dieta para que obtengan una coloración mayor y puedan ser mercantilizados (Hancz et al. 2003, Kalinowski et al. 2005). Para lograr una pigmentación óptima se debe conocer la cantidad que será otorgada a los animales, ya que en cautiverio no obtienen de manera natural estos alimentos y consecuentemente el contenido de carotenoides disminuye, desvaneciendo la pigmentación en el tegumento. En este estudio se comprobará los cambios de color por el factor luz; la dieta para el camarón limpiador *L. bogessi* no es un precursor del cambio en la pigmentación, puesto que su dieta está conformada de carotenoides suficientes y ésta no influye de manera relevante en su pigmentación. Al contrario de los diversos trabajos mencionados, donde reportan al tipo de alimentación como un factor determinante para la coloración corporal final.

Hormonas

Las hormonas están ligadas a procesos que regulan el cambio de color en el tegumento de los crustáceos, estimulando la concentración y dispersión de los cromatóforos. Son procesos complejos que involucran a la visión entre otros factores; por ejemplo la translocación de los pigmentos en relación con la adaptación a la oscuridad y a la luz está dado en los ojos de los crustáceos (Rao 2001b). En general las neurohormonas regulan los movimientos centrípetos y centrífugos de los pigmentos se activan principalmente por la acción directa de la luz (Rao 1983, Ramamurthi 1999, Rao 2001b, a, Ribeiro 2007). Aunque la dispersión del pigmento no siempre se da por las neurohormonas, tal es el caso para algunos cangrejos donde hubo ausencia de éstas (Gouveia et al. 2004). Las cromatoforotropinas son hormonas que están relacionadas con la regulación de varios tipos de cromatóforos en diversas especies de crustáceos. Los factores medioambientales que estimulan la secreción de las hormonas mencionadas aparecen por la cantidad (intensidad) y la calidad (composición espectral) de la luz reflectada del ambiente en el que se encuentran los camarones y esto lo perciben por medio de los ojos (Bauer 2004a). Dos de las principales hormonas son la RPCH por sus siglas en inglés (hormona concentradora del



pigmento rojo) así como la RPDH por sus siglas en inglés (hormona que dispersa el pigmento) funciona para la detección de luz, asimismo controlan la dispersión de los cromatóforos (Auerswald et al. 2008) siendo producidas por células neurosecretoras en los pedúnculos oculares. De acuerdo a Rao (2001b) en crustáceos se han estudiado el funcionamiento de éstas hormonas en los cromatóforos; en el caso de los decápodos el pigmento se concentra en los melanóforos, leucóforos o eritróforos dependiendo de la especie. También menciona que de acuerdo al trabajo de Yang et. al. (1999), en la especie *Penaeus japonicus* el pigmento se concentra en todos los tipos de cromatóforos incluyendo los xantóforos por la hormona RPCH. Mientras que la RPDH además de detectar el movimiento del pigmento del ojo para adaptarse a la luz, estimula la dispersión de los cromatóforos.

La concentración y alteración intracelular de calcio son factores que juegan un papel importante en la transducción de señales, asimismo en el efecto del mecanismo de regulación de la proteína, siendo éstos los motores responsables de la translocación de los cromatóforos en carideos (MCNamara 2000, Milograna et al. 2010), puesto que la RCPH requiere Ca extracelular para inducir y mantener la agregación del pigmento en los organismos. En conclusión es un campo que se ha ido explorando recientemente, sin embargo aún falta por conocer más sobre los mecanismos de regulación de las hormonas que intervienen en la pigmentación en los camarones.

Mecanismos de cambio de coloración

Los organismos adoptan estrategias evolutivas para el cambio de color corporal, específicamente para los crustáceos presentan dos tipos de cambios en coloración en respuesta a las condiciones variantes de luz; el cambio fisiológico y el morfológico (Auerswald et al. 2008). El cambio de color fisiológico es rápido se da en cuestión de minutos u horas, es el resultado de la dispersión o contracción de los pigmentos en los cromatóforos de los cromatosomas. Los cambios de color fisiológico que ocurren durante el transcurso del día resultan generalmente en ajustes de coloración para coincidir con el



sustrato en que el animal se encuentra. Estos cambios están regulados directamente por un sistema nervioso principalmente en los cefalópodos (Bauer 2004a) o indirectamente por un sistema de hormonas (cromatoforotropinas) (Rao 1985) en el caso de los crustáceos. En lo que respecta al cambio morfológico, es un cambio de manera gradual por lo que puede tardar semanas para que se dé el cambio de coloración. En este cambio aumenta o disminuye la concentración del pigmento y la cantidad de tipos de pigmentos, asimismo el número de cromatosomas (Bauer 2004a, Tlustý 2005, Auerswald et al. 2008). Estos cambios notables son una adaptación que modifica el color de un camarón a lo largo del tiempo para coincidir con un nuevo sustrato al cual el camarón se ha movido. Esto ha sido reportado en casos donde el animal se encuentra en un ambiente de un color y pasando tiempo (semanas) se ha visto un incremento en los cromatosomas, tal es el caso que menciona Bauer (2004b) de la autora Chassard-Bouchard (1965) donde documentó que en la especie *Crangon crangon* incrementó gradualmente a un 50% en sus cromatosomas negros en un periodo de tres semanas, debido a que el individuo se encontraba en un ambiente de este color, asimismo decreció el número de sus cromatosomas blancos. Un dato de interés es que se ha documentado una pérdida de color durante la noche para muchas especies, que ocurre rápidamente durante la puesta de sol y se regresa igual de rápido durante el nacer del sol (Chassard-Bouchard 1965).

Caparazón

El caparazón es una característica propia que poseen todos los crustáceos, los organismos tienen un ciclo de muda, cuando mudan el exoesqueleto viejo se cae completamente. En este ciclo el exoesqueleto se separa de la hipodermis subyacente; el exoesqueleto tiene una ruptura y hay una reabsorción del antiguo esqueleto, el cuerpo se expande rápidamente comienza a formarse una nueva epicutícula y exocutícula. Después se da la calcificación de la nueva cutícula que comienza en 12 horas y la muda continua hasta 30 días (Brusca 2003, Baldwin 2011). El proceso de la ecdisis está regulado por mecanismos hormonales, éstas se generan en el órgano X que se localizan en el pedúnculo ocular, donde se sintetiza la



hormona inhibidora de la muda MIH por sus siglas en inglés; y en el órgano Y donde se origina la hormona secretora de la muda MH por sus siglas en inglés. Cuando hay estímulos internos y externos apropiados se inhibe la producción de la MIH por el órgano X, mientras que el órgano Y produce la ecdisona y se da inicio al ciclo de muda. En caso contrario las células neurosecretoras del órgano X permanecen activas y producen la MIH, ésta se almacena en la glándula del seno e inhibe la producción de la ecdisona, finalmente no hay muda (Brusca 2003). Dichos mecanismos neurohormonales actúan de forma directa en la expansión y contracción de los cromatóforos permitiendo cambiar la coloración epidérmica para responder a estímulos externos (Withers 1992, Rao 2001b). Las hormonas del efecto de la pigmentación están presentes en los pedúnculos y en los tejidos nerviosos (MCNamara 2000) los que permiten mostrar rápidamente los cambios de color y la detección de los movimientos del pigmento (Rao 2001b). En muchas especies la impregnación de los pigmentos se da en la matriz cuticular; básicamente esta estrategia la utilizan mayormente las especies con cambios de coloración morfológicos. Por otro lado el exoesqueleto de muchos carideos, especialmente de los de menor tamaño puede ser completamente transparente. Pero en ciertas partes del cuerpo como los apéndices, partes bucales presentan un color ámbar, siendo este el resultado de un endurecimiento (esclerización) de las partes externas de la cutícula (Bauer 2004a). La esclerotización es un proceso de endurecimiento que se lleva a cabo por la proteína esclerotina, el endurecimiento no tiene lugar de forma continua, puesto que se van formando placas visibles que se llaman “escleritos” hay zonas en donde no la cutícula no es esclerotizada, como en las membranas de articulación lo que permite mover a los crustáceos (Williams 1985). El endurecimiento ayuda en la protección de la cutícula contra el desgaste y rasgones, pero también proporciona “color” a algunas partes del cuerpo (Stevenson 1985). Los pigmentos se pueden encontrar mezclados en la cutícula o en los cromatóforos por debajo de la cutícula. En la gran mayoría de los camarones la cutícula es delgada, sin pigmentación y por ello es transparente. En esos casos los pigmentos presentes en los cromatóforos subcuticulares son la principal fuente de color (Bauer 2004a).



Teoría del Color

El color es un fenómeno físico-químico asociado a las innumerables combinaciones de la luz, relacionado con las diferentes longitudes de onda en la zona visible del espectro electromagnético que perciben las personas y animales a través de los órganos de la visión, como una sensación que permite diferenciar los objetos con mayor precisión. El espectro electromagnético visible comprende longitudes de onda desde los 380 nm (luz ultravioleta) hasta los 780 nm (infrarrojo). La luz de cada una de estas longitudes de onda es percibida en el cerebro humano como un color diferente (Kuppeers 1992). Cuando Newton descubrió la descomposición de la luz en el espectro, surgieron numerosos modelos sobre qué es el color en la naturaleza. Thomas Young en 1802 (Gen 2011), propuso que el ojo creaba todos los matices mediante mezcla de tres colores básicos; éste modelo hasta la actualidad es conocido como teoría tricrómica; tal teoría sirve como fundamento para la medición del color. Existen dos formas de producir color que se basan en esta teoría: siendo la síntesis aditiva y la sustractiva (Martinez-Val 2006). La síntesis aditiva se basa en el funcionamiento del ojo humano y describe la formación de color como dependiente de la mezcla de tres colores, el rojo, el verde y el azul (RGB). Por ejemplo ésta síntesis se utiliza en los monitores, ya que cada píxel es un conjunto de tres subpíxeles: rojo, verde y azul donde cada uno brilla con diferente intensidad. La síntesis sustractiva, por otro lado se basa en la filtración (o substracción) de los valores de colores inversos a los usados en la síntesis aditiva, el cian, el magenta y el amarillo. Aquí se aplica esta síntesis para impresiones en color las tintas pueden variar y el efecto de las tintas depende del tipo de papel empleado. Existen diversos modelos de color, sin embargo los más utilizados en el procesamiento de imágenes son el modelo **RGB** (rojo, verde y azul) basado en la síntesis aditiva, el HSI (tono, saturación e intensidad) por sus siglas en inglés y el CIELAB (CIE 1976 L*a*b). El modelo de un color es una especificación de un sistema coordinado de tres dimensiones y de un subespacio dentro de tal sistema, donde cada color se representa por un punto (González 1992). El RGB está basado en un sistema de coordenadas cartesianas, cada color está compuesto por tres componentes espectrales, el rojo, verde y azul, las imágenes del



modelo consisten en tres planos de imágenes independientes uno por cada color primario (González 1992). El modelo se representa en el cubo en la Figura 1, donde se especifica que color representa cada vértice del cubo.

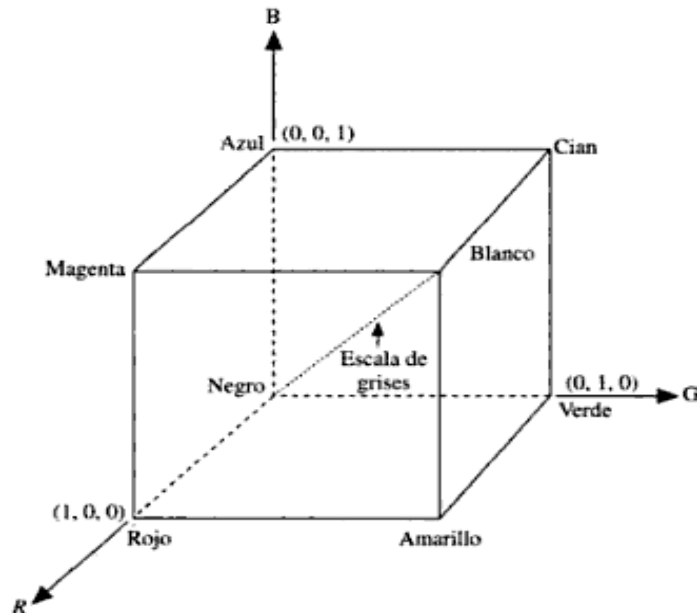


Figura 1. Modelo representando el espacio del color RGB. Tomado de (Jensen 2005).

El modelo de HSI se basa en que los componentes de saturación y tono están íntimamente relacionados con la percepción visual del humano. Mientras que el CIELAB es un modelo tridimensional que utilizan para describir todos los colores que puede percibir el ojo humano. CIE creado por la Commission Internationale d'Eclairage (Comisión Internacional de Iluminación) donde L representa luminosidad de color; el máximo para L^* es 100 en el cual se representa el blanco, el mínimo para L^* es 0 donde es negro. Los ejes de a y b no tienen un número límite específico; cuando a^* es positivo es rojo si a^* es negativo es verde; mientras que b^* positivo es amarillo y b^* negativo es azul. A continuación se presenta un diagrama del espacio de color CIELAB (Figura 2).



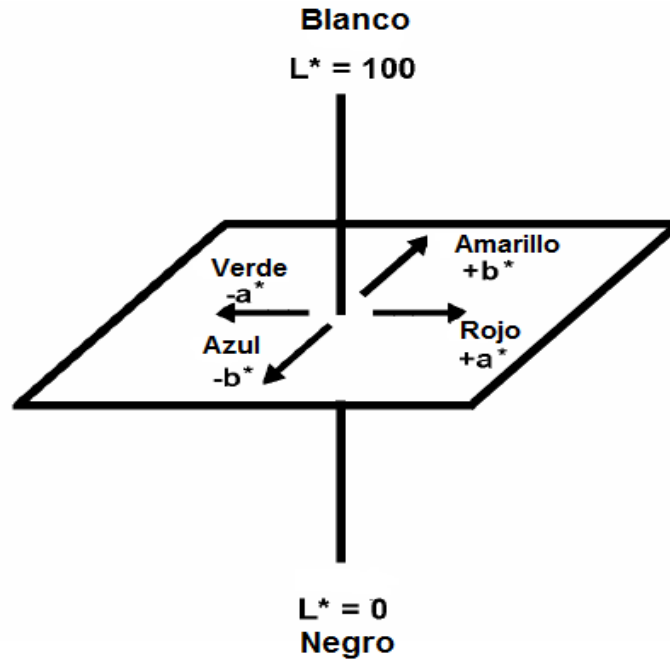


Figura 2. Diagrama del modelo CIELAB. Tomado de

<https://sites.google.com/site/sachidanandabs/colorspace>

Estos modelos tienen la función de procesar las imágenes para después poder cuantificarlas, obteniendo valores o información estadística sobre el color de todos los píxeles de una imagen. Esto se consigue, por ejemplo, a través de histogramas (por modelo RGB), en el que la altura vertical de cada línea representa la cantidad de píxeles que tienen un valor cromático determinado. Otra herramienta son las curvas tonales, que permiten modificar el valor de los píxeles, según su orden de valor cromático: tonos suaves, medios u oscuros. Al obtener valores sobre el color de la imagen, para fines de este experimento se pueden hacer comparaciones entre los valores obtenidos y conocer si hubo o no cambios. Existen parámetros que son importantes a considerar en la teoría del color, siendo la luminosidad que representa el atributo de acuerdo a lo que una muestra parece reflejar una parte mayor o menor de la luz incidente; que van desde 0 para el negro que es absorción total y 100 para el blanco, reflexión total. El croma corresponde a la intensidad del color cercana a la longitud de onda dominante en cualquier nivel de iluminación. El matiz representa el



atributo en donde una muestra puede ser similar a uno o a una mezcla de dos de los colores percibidos ya sea el rojo, amarillo, verde o azul y en este espacio los valores de matiz aumentan.

Lysmata boggesi

Lysmata boggesi es un camarón que abunda en el Golfo de México, este presenta una coloración rojiza en el medio natural y semitransparente en condiciones de cautiverio teniendo una muda transparente, por ello se seleccionó a este organismo para el estudio en cambios de coloración. Anteriormente solo se tenía registrada la especie de *Lysmata wurdemanni*, sin embargo varios autores notaron que existían diferencias morfológicas en las especies de diferentes localidades (Rhyne 2006). Posteriormente se describieron patrones de coloración y características morfológicas para las distintas especies. Rhyne (2006) describe nuevas especies para *wurdemanni* complex: *L. rathbunae*, *L. ankeri*, *L. pedersenii* y *L. boggesi*. *Lysmata boggesi* tiene una distribución en el sureste de EU, sur de Florida y al occidente de Naples extendiéndose hasta el Caribe como se muestra en la Figura 3. Habita en zonas arrecifales, en aguas tropicales someras, encontrándose en profundidades de 1-15 m. Son animales gregarios y de hábitos nocturnos por lo que probablemente presentan ojos de tipo superposicional. Son hermafroditas simultáneos protandrios.





Figura 3. Mapa donde se indica con círculos negros la distribución de *Lysmata boggesi*, tomado de (Rhyne 2006).

Descripción de patrones de coloración en *Lysmata boggesi* (*wurdemanni* complex)

Dentro del complejo *Lysmata wurdemanni* se han reconocido 4 especies más que presentan algunas similitudes entre ellas, sin embargo se han analizado los patrones de coloración de cada especie y con esto se puede diferenciar a estas especies: *L. boggesi*, *L. ankeri*, *L. pedersenii* y *L. bahía*. Sus patrones de coloración varían tanto en somitos del abdomen en vista dorsal y lateral, telson y urópodos. Algunas especies presentan cuerpo semi-transparente otras con color rojizo, con bandas en el caparazón oblicuas o con franjas marcadas de color carmín (Rhyne 2006). En la Figura 4 se muestra la variedad de patrones



de coloración en el género *Lysmata*. Por tanto como la especie estudiada es *L. boggesi* se describe su coloración; la cual en su medio natural es de tono rojizo cobrizo, al contrario de los animales que se encuentran en cautiverio la pigmentación es más pálida, su cuerpo es semi-transparente. En este animal algunas zonas presentan mayor coloración, en los pedúnculos, pleópodos y anténulas la pigmentación es homogénea, careciendo de bandas. En su cefalotórax presentan bandas en forma de “v” o “u” con rayas oblicuas y transversales. En los somitos se presentan franjas estrechas longitudinales situadas entre rayas longitudinales más amplias y con mayor intensidad en coloración. En su telson y urópodos presentan bandas más anchas e intensas con una coloración ligeramente azul.

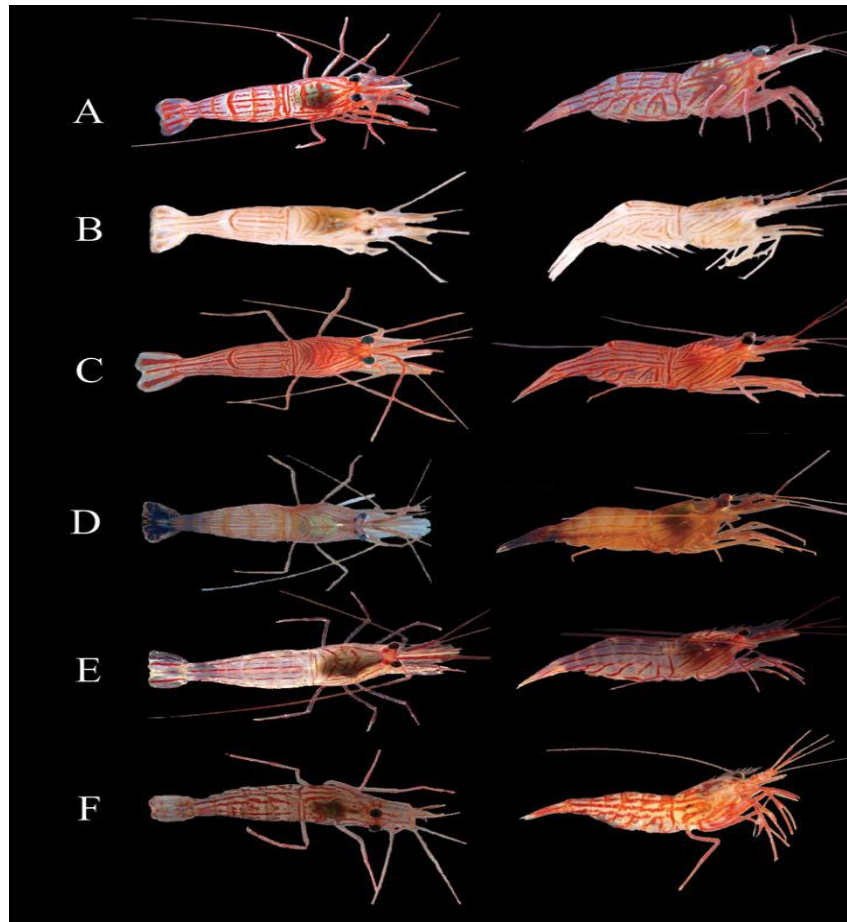


Figura 4. Diversidad y diferencias en los patrones de coloración en todas las especies del complejo *Lysmata wurdemani* (Rhyne 2006).



JUSTIFICACIÓN

Los mecanismos que permiten cambios de color en crustáceos y los factores que modulan éstos son un campo poco explorado, por tal motivo *Lysmata bogessi* es un modelo biológico adecuado ya que el género de la especie ha sido ampliamente estudiado en aspectos biológicos, del mismo modo ésta especie es utilizada en el ámbito pesquero ornamental y en cultivo; además de que se pueden obtener réplicas suficientes en los experimentos. El cambio de pigmentación en su cuerpo es muy evidente debido a que su coloración es distinta en condiciones de cultivo, mostrando coloraciones pálidas; contrariamente a la coloración rojiza que presenta en su medio natural. Por tanto con este proyecto se pretende comprobar que la radiación es el principal factor que afecta al cambio de pigmentación corporal en *L. bogessi* y así obtener organismos en cautiverio con coloraciones similares a los de vida silvestre.



OBJETIVO GENERAL

Estudiar el efecto del ambiente lumínico como factor de manipulación en la coloración de *Lysmata boggesi*.

OBJETIVOS PARTICULARES

1. Describir patrones de coloración para *L. boggesi* e identificar rangos de variación.
2. Conocer el efecto de la diferente coloración del acuario (luz reflejada) en los cambios de coloración en dicha especie.
3. Determinar si los cambios en la coloración se deben a mecanismos rápidos (control fisiológico) o lentos (morfológicos).



HIPÓTESIS

Hipótesis cambios de coloración con diferente radiación reflejada

Los camarones presentan estrategias biológicas en cuanto a su coloración, utilizando el camuflaje mediante coloración criptica o disruptiva dependiendo en el ambiente en donde se encuentren. Por tanto si se cambian a sustratos con ambientes espectrales diferentes, se tienen que adaptar a él modificando su coloración.

Si esto es cierto, entonces un cambio en la firma espectral de las peceras de un sistema de cultivo mediante modificaciones de la coloración de la luz reflejada, va a inducir una modificación cuantificable en el patrón de coloración de camarones aclimatados a la situación inicial.

Hipótesis tiempos de cambios en coloración

Lysmata boggesi al tener una muda transparente utiliza mayormente mecanismos fisiológicos rápidos de cambio de color como estrategia de adaptación al ambiente lumínico.

Por lo tanto si *Lysmata boggesi* es sujeto a un cambio espectral de radiación reflejada se espera que pueda adaptarse al nuevo ambiente lumínico en un periodo corto inferior al periodo de intermuda.



MÉTODOS

Sistema de mantenimiento de animales

Los camarones utilizados en el proyecto se mantuvieron en un sistema de recirculación que contaba con dos reservorios con un volumen máximo de 413 litros c/u. Este sistema presentaba filtros biológicos, una bomba Lifeguard Seahorse, modelo DYNII-N1.3/4 de 18,000 L/h y un espumador. El sistema está constituido por 108 acuarios con 10 litros de volumen máximo c/u; también tenía un canal de desagüe con un volumen de 15 litros. La capacidad total aproximada fue de 2086 litros, el sistema se esquematiza en la Figura 5. En esta figura se esquematizan los acuarios que se ocuparon para realizar los experimentos, en donde 5 acuarios tuvieron placas rojas y los 5 restantes presentaron placas blancas; éstos acuarios recibieron la misma cantidad de luz (localizada en la parte superior del sistema). Los parámetros fisicoquímicos fueron medidos una vez por semana, excepto la temperatura y salinidad los cuales se tomaban diariamente; los parámetros fueron: temperatura (25-27°C), salinidad (35), pH (8), nitritos (>0.3 mg/L), nitratos (0-25 mg/L), amonio (0 mg/L), fosfato (0-0.5 mg/L), hierro (0 mg/L) y yodo (0.03-0.06 ppm). La limpieza del sistema se realizó dos veces por semana realizando un cambio de agua en un 40%. La alimentación fue proporcionada 3 veces al día *ad libitum*, la dieta fue variada con nutrientes suficientes para abastecer a los camarones, en el anexo 1 se encuentran la información.



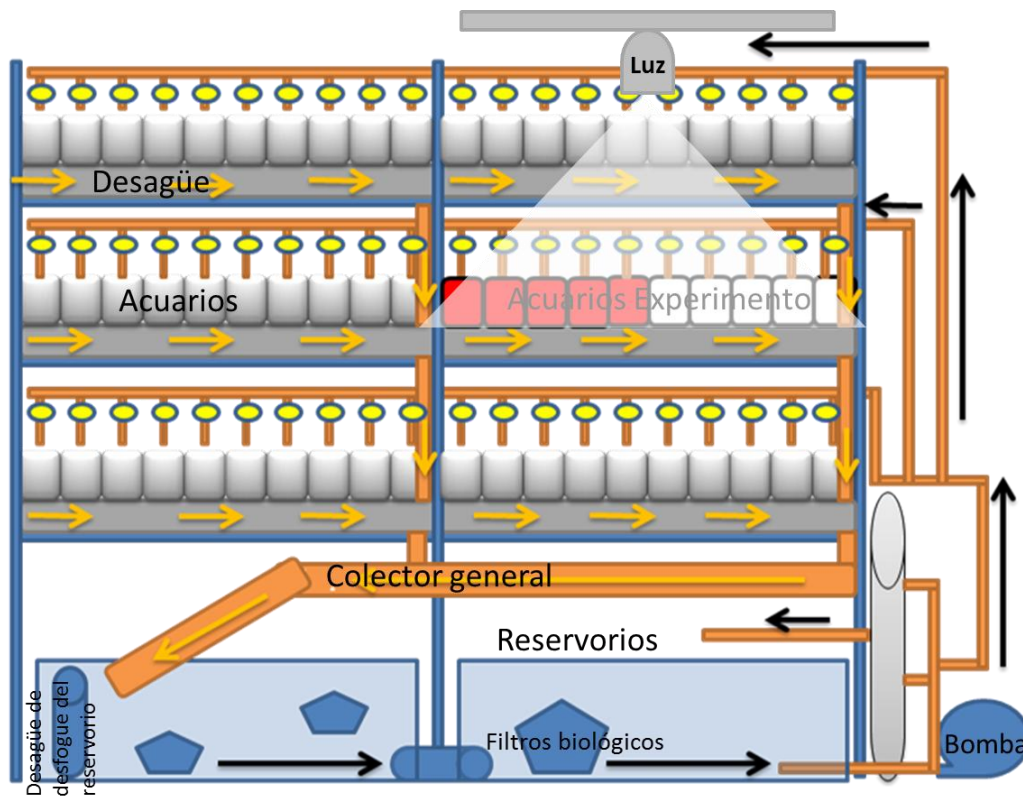


Figura 5. Esquema del sistema de recirculación con 108 acuarios en total cada uno con su canal de desagüe y en la parte inferior se localiza los 2 reservorios generales y sus filtros biológicos. Los acuarios de blanco y rojo es donde permanecieron los organismos en los experimentos.

Protocolo de anestesia

Los protocolos de anestésicos para camarones son pocos; pero Coyle et. al. (2005) probaron el efecto anestésico con diferentes fármacos; tales como el aceite de clavo, el MS-222, el sulfato de quinaldine y el “Aquí-S” (TM), en camarones de agua dulce de la especie *Macrobrachium rosenbergii*, reportando que el aceite de clavo y el “Aquí-S” (TM) inducen más rápido el estado anestésico. Mencionado lo anterior se ocupó el aceite de clavo, para anestesiarse a los camarones por el efecto que tiene, además de ser un anestésico que se consigue con facilidad. En cuanto a la concentración utilizada para *Lysmata boggesi* se



hicieron varias pruebas con cantidades mínimas por el tamaño del animal, la primera fue de 50 μ l de aceite de clavo disuelto en 200 ml de agua marina y como consecuencia el camarón murió, por tanto se disminuyó la concentración hasta 5 μ l disueltos en 200, 300 y 400 ml de agua marina. La dilución óptima fue donde los camarones permanecieron inmóviles pero sin ser perjudicados. Así durante la anestesia se monitoreo con cronómetro los movimientos del camarón: nado, movilidad, escafognatito en movimiento (aunque el organismo se encuentre anestesiado esta estructura debe permanecer en movimiento) y respuesta al contacto directo; se asentaron los tiempos en que se detectaron modificaciones y en qué tiempo el organismo se quedó inmóvil (aproximadamente fue entre los 3-5 minutos) los organismos se anestesiaron en un lapso no mayor a 15 minutos (Figura 6a). Finalmente la concentración idónea fue de 5 μ l disueltos en 400mL de agua marina para fotografiar a todos los camarones para el experimento. Después de la anestesia se procedió a fotografiar a los organismos (Figura 9) donde permanecieron completamente cubiertos de agua marina para lograr la distensión de todos los apéndices y estructuras a fotografiar. Posteriormente se pasaron a recuperación en un contenedor con agua marina con fuerte aireación (Figura 6b); con un cronómetro se observaron los movimientos de los camarones después de la anestesia, notando que los camarones comenzaron a mantenerse en equilibrio, alrededor de los 4 minutos. Por último se pasaron a los animales de nuevo a sus respectivos acuarios.



a)

b)

Figura 6. a) Camarón con el anestésico aceite de clavo por 5 minutos para posteriormente fotografiarlo, b) Mismo camarón que se pasó a recuperación con suficiente oxígeno después de ser anestesiado por 4 minutos.



Determinación de zonas de seguimiento de color

Los camarones de *Lysmata boggesi* presentan pigmentación de manera distinta en su cuerpo, para determinar en qué zonas se presentaba una mayor coloración se tomaron fotografías a tres camarones con una cámara NIKON D90 en varias zonas corporales, asimismo estas estructuras también fueron observadas en el microscopio vista dorsal y lateral. Las regiones anatómicas de los camarones que se fotografiaron fueron: escafocerito, estilocerito, anténulas, pedúnculos oculares, pereiópodos, caparazón, segundo somito, telson y urópodos como se observa en la Figura 7.

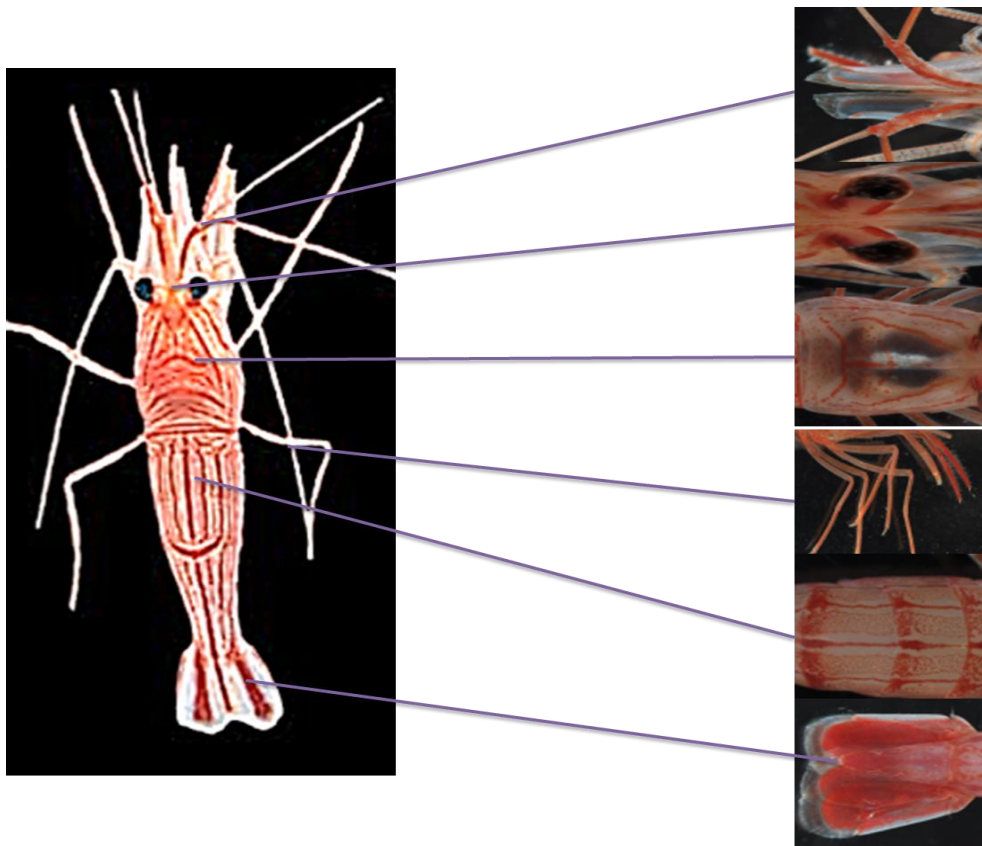


Figura 7. Vista dorsal de las regiones anatómicas que se fotografiaron para observar la coloración de *L. boggesi*. De arriba hacia abajo: anténulas, pedúnculos, cefalotórax, pereiópodos, somitos abdominales y urópodos.



Selección de zonas anatómicas relevantes:

De las fotografías tomadas en los camarones se observó que regiones fueron las que presentaron un potencial máximo para la medición en su coloración. Se seleccionaron tres zonas de seguimiento del color considerando las siguientes características:

- Cambios de coloración representativos
- Facilidad de fotografiar
- Tamaño

En la Figura 8, se muestra un ejemplo de los somitos abdominales, urópodos y pedúnculos siendo las zonas seleccionadas para observar los cambios de coloración en los camarones.

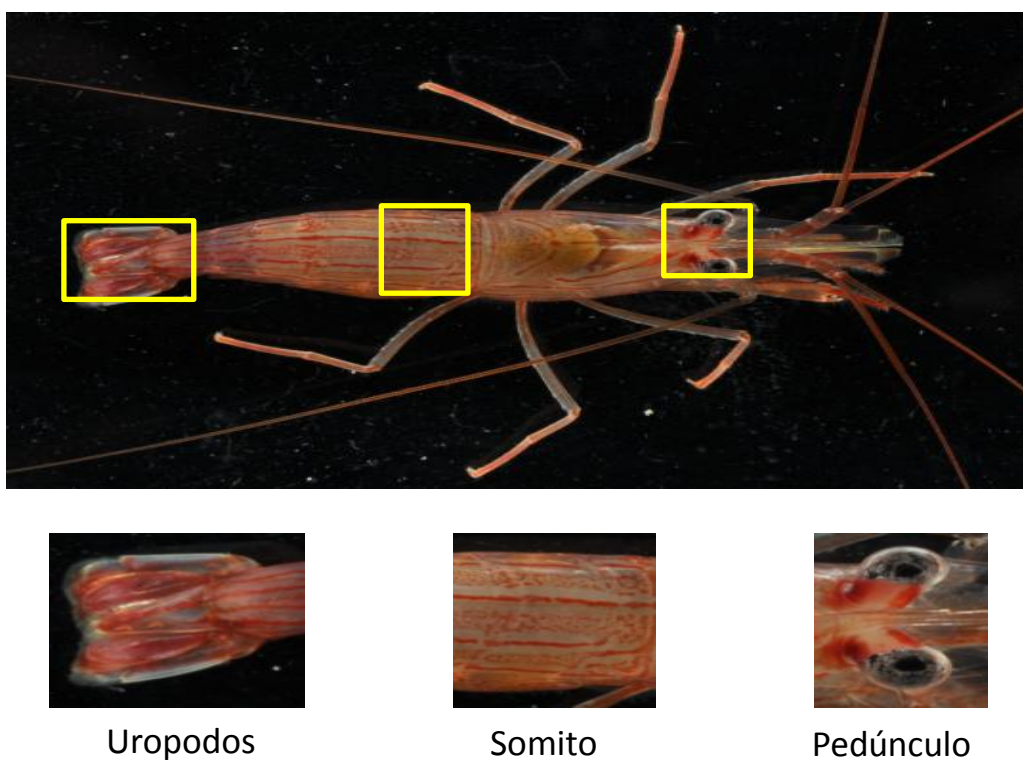


Figura 8. Las 3 zonas anatómicas que fueron seleccionadas para observar los cambios de coloración en dicha especie.



Fotografía de organismos

Para comprobar los cambios de coloración en los animales, se estandarizaron todas las fotografías (con la misma velocidad, apertura y luz en los flashes) obteniendo una buena resolución para hacer las posteriores comparaciones de cada organismo al inicio y término del experimento. Se realizaron pruebas con diferentes velocidades, aperturas e intensidad de luz para conocer que fotografías resultaban de mejor calidad para hacer las comparaciones de cada organismo durante el experimento. Las fotos se tomaron con una cámara Nikon D90 con una velocidad de 200 y una apertura de 22. Asimismo se utilizaron dos flashes Nikon SD200 y un tercer Nikon SD600, los tres con una intensidad de luz de 1/40. El equipo se montó en una mesa antivibratoria, en ésta se colocó un acuario con agua marina que cubriera completamente a cada camarón, por debajo del recipiente se puso una etiqueta donde se identificó el número de organismo, acuario y tratamiento en el que se encontraba (blanco o rojo). La cámara se colocó en un tripie como se observa en la Figura 9.

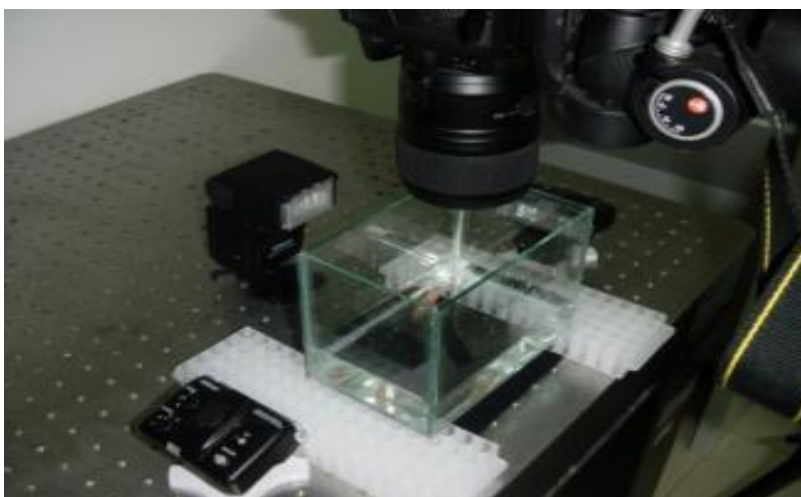


Figura 9. Método de fotografía para el experimento, donde se colocó un acuario con agua suficiente que cubriera a los camarones, abajo se colocó un fondo negro para homogeneizarlo. Los dos flashes SB200 se encontraban lateralmente, el tercer flash SB600 se colocó frente al acuario. Fotografiado todo con una cámara Nikon D90 con un lente macro.



Mediciones de luz en los acuarios del experimento

El ambiente lumínico es fundamental en el experimento, la finalidad de medir la intensidad de la luz incidente y la que se refleja es para comprobar si existen cambios de color y que éstos se den en la luz que se refleja roja. En los acuarios donde permanecieron los organismos se provee de luz con una lámpara fluorescente de 65W, en la parte superior de los acuarios; se tomaron las mediciones con un luxómetro Steren HER-410 y con un espectroradiómetro Ocean Optics modelo USB 2000 para conocer la cantidad de luz que penetró en cada acuario en los diferentes tratamientos, tanto la luz incidente como la luz que se refleja (dichos datos se encuentran en el anexo 2).

Experimento cambios de coloración con diferente radiación reflejada y tiempos de cambios en coloración

El experimento con diferente radiación reflejada se llevó a cabo en un tiempo de 15 días. Se utilizaron 10 acuarios, 5 de ellos se asignaron para el tratamiento 0 con placas blancas (luz reflejada blanca) mientras que los restantes acuarios permanecieron con el tratamiento 1, con placas rojas, obteniendo luz reflejada de este color. En cada acuario se situaron a tres camarones, en donde cada individuo fue identificado mediante las antenas, esto se logró cortando una parte de las antenas en los individuos; a un camarón se le cortó la antena izquierda, a otro la derecha y al tercer organismo se le dejó ambas antenas completas para poder diferenciar a cada uno. También se midió la longitud total de todos los camarones (ver anexo 3). En total se emplearon 30 organismos, 15 para cada tratamiento teniendo 5 réplicas por tratamiento (ver Figura 10).



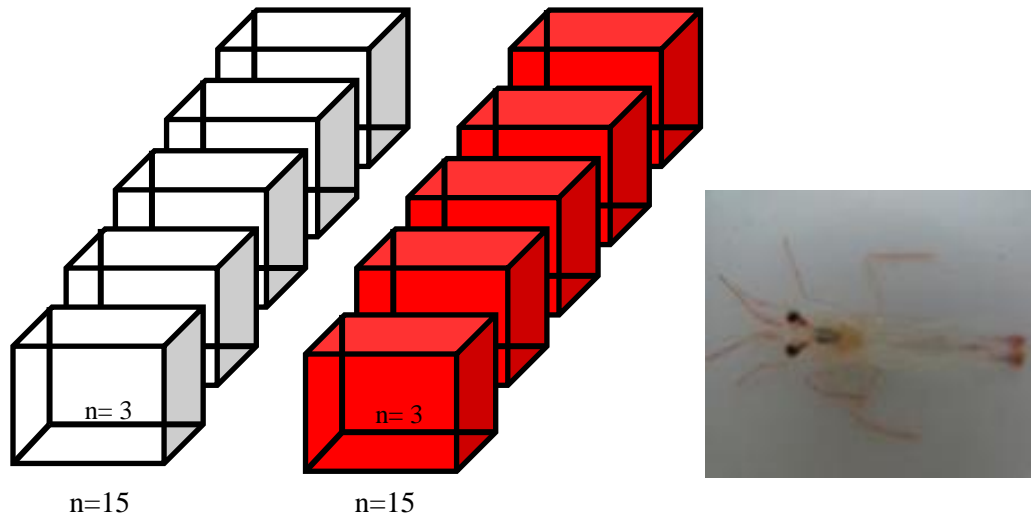


Figura 10. Esquemas representando a los acuarios utilizados en el experimento; sin tratamiento (acuarios blancos) y con tratamiento (acuarios rojos). Cada acuario con 3 camarones y 5 réplicas por tratamiento, teniendo un total de 30 organismos en ambos tratamientos.

Para el experimento se seleccionaron a 30 camarones de forma aleatoria, igualmente para la asignación de los tres organismos en cada acuario en los diferentes tratamientos (blanco y rojo). Todos los organismos fueron fotografiados antes de iniciar el experimento, en donde ninguno permanecía en algún tratamiento considerando éste como el día cero; al día siguiente se colocaron a 3 camarones por acuario en los respectivos tratamientos de acuerdo a la asignación aleatoria considerándose éste como el día 1. Pasando los 15 días a partir de esa fecha se fotografiaron de nuevo a todos los animales concluyendo en este tiempo el experimento. Posteriormente se analizaron las fotografías en el tiempo cero y el tiempo quince, realizando la comparación por cada individuo en ambos tratamientos para cuantificar los cambios en coloración. En el experimento de tiempos en cambios de coloración, se realizó el mismo procedimiento, sin embargo aquí se consideraron tres tiempos, el tiempo cero, el tiempo tres y el tiempo quince, terminando también en este día el experimento. Esto se hizo con el objetivo de conocer cuantitativamente si hay cambios



de coloración en un período corto (cambios fisiológicos) comprobándolo al tercer día en ambos tratamientos.

Método para analizar cambios en coloración

Para realizar la edición de las fotografías de todos los organismos del experimento se utilizó el programa de GIMP 2.6. En las fotos de cada organismo se escogieron las tres zonas anatómicas de interés (pedúnculo, somito abdominal y urópodo); para las regiones de pedúnculos y urópodos se recortaron las estructuras completas, mientras que en los somitos abdominales solo se seleccionó el segundo; una vez recortada cada región, se cortó nuevamente un pequeño segmento de éstas regiones (ver ejemplo en la Figura 11). De cada cuadro recortado de las 3 zonas se obtuvieron las mismas medidas en número de píxeles; en los pedúnculos las medidas fueron de 36x31 píxeles, en los somitos abdominales fueron de 194x109 px y en los urópodos fueron de 41x49 px. Posteriormente de la edición se analizaron todos los cuadros para cada estructura anatómica de forma cuantitativa por medio del programa Image J, el cual dio como resultados tres histogramas para los colores RGB (por sus siglas en inglés) rojo, verde y azul; cada histograma tiene valores de promedios, modas y desviación estándar. En cada histograma se representa la matriz completa de píxeles (sumando un total de N píxeles) mostrando los canales de color, Rojo, Verde y Azul, en donde la frecuencia de los píxeles se encuentran en el eje vertical, mientras que en el eje horizontal se encuentra la escala teórica, siendo los valores del 0 al 255 (escala RGB) donde el cero indica ausencia de color (negro) mientras que el 255 es el máximo del color total. El campo de color se define por la cantidad de cada canal de color (RGB) representado por un píxel de la matriz con x píxeles que compone la imagen. Por tanto, un píxel negro se representa por: $R0 + G0 + B0$, mientras que el blanco se representa por el máximo que un píxel puede tener de cada uno de los tres canales de color, o sea 255, por tanto sería: $R255 + G255 + B255$. En esta lógica, un píxel completamente rojo, o rojo puro, sería $R255 + G0 + B0$. Sin embargo pueden haber píxeles con menos del rojo puro, por ejemplo $R123 + G0 + B0$, asimismo para el verde y azul.



En la Figura 11 se muestra un ejemplo de acuerdo a los histogramas que nos proporciona el programa para cada imagen. En el anexo 4 se muestran las tablas con los valores que se obtuvieron por color en cada estructura seleccionada.

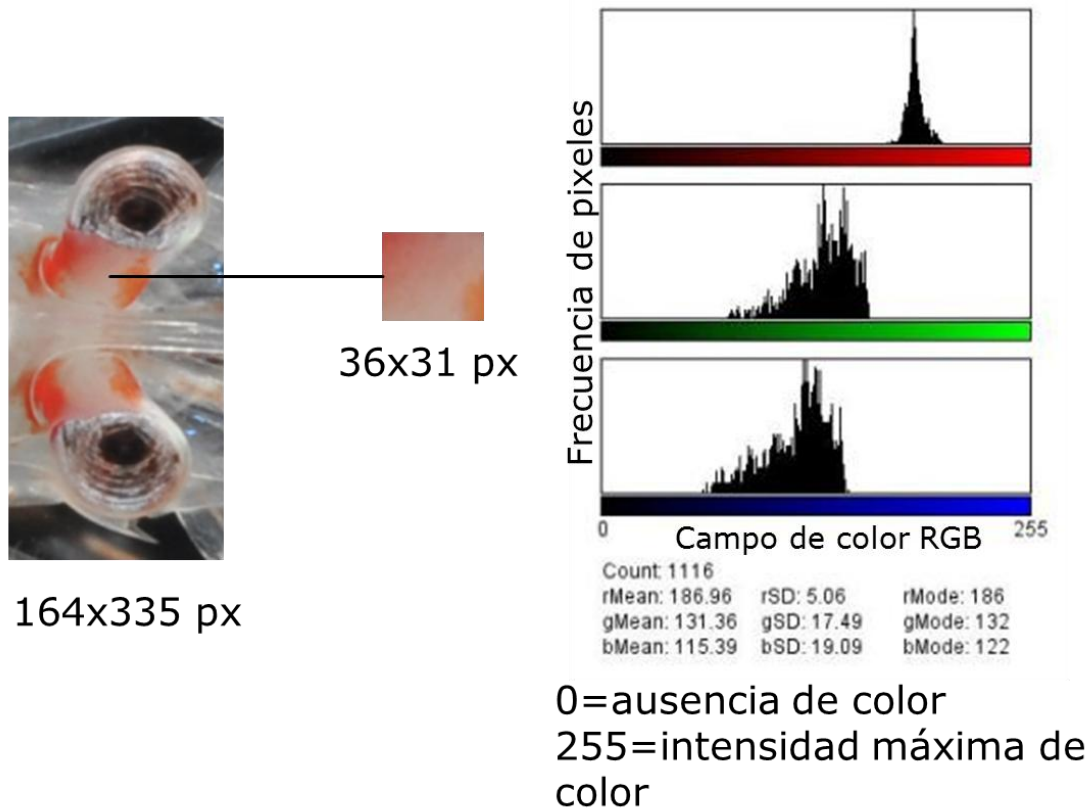


Figura 11. Ejemplo del método para cuantificar el color del pedúnculo en todos los casos se consideraron la misma cantidad de pixeles, posteriormente se analizó el cuadro recortado por medio del programa ImageJ, que nos da como resultados los histogramas para los colores RGB, cada histograma indica la frecuencia de pixeles por cada color, asimismo la intensidad del color en la escala del 0 al 255.



La luminosidad representa el atributo según el cual una muestra parece reflejar una parte mayor o menor de la luz incidente, que van desde 0 para el negro y 100 para el blanco. El croma corresponde a la intensidad del color cerca de la longitud de onda dominante en cualquier nivel de iluminación (Flores 2011). El matiz, es el atributo según el cual una muestra parece ser similar a uno o una mezcla de dos de los colores percibidos: rojo, amarillo, verde y azul.

Análisis estadísticos

En el primer experimento (diferente radiación reflejada) se utilizó en principio el índice de concordancia (IC) el cual consiste en mostrar los resultados en porcentajes de acuerdos y desacuerdos entre dos observadores. Después de los resultados que se obtuvieron se prosiguió a utilizar una prueba de heterogeneidad de la chi-cuadrada la cual consiste en juntar los resultados de ambos observadores y hacerlo como un solo resultado; sin embargo para poder juntar ambos resultados los datos deben ser homogéneos, es decir, que no hayan diferencias significativas; esto indica que los datos de los observadores son similares. En caso contrario si las pruebas son heterogéneas significa que hay diferencia entre lo que vieron ambos observadores y por tanto los datos no se pueden juntar como uno solo y no se puede proceder a realizar la siguiente prueba. La última prueba para este experimento que se aplicó fue la de corrección de Yates, esta herramienta se ocupa principalmente para muestras pequeñas. En lo que respecta al experimento en tiempos de cambios de color la prueba que se realizó fue un análisis multivariado, usando la MANOVA debido a que se tienen las variables: tiempos, los tres colores, las dos zonas anatómicas y ambos tratamientos; no se pueden combinar de manera simple puesto que hay más de una variable dependiente, por tanto con esta prueba se demostró si hay efectos significativos en las variables dependientes con la variable independiente (tratamientos). También se llevó a cabo la comparación de las zonas anatómicas; debido a que los urópodos fueron estructuras difíciles de analizar, no se consideraron para poder realizar éstas pruebas estadísticas. En tanto, se compararon los somitos abdominales y pedúnculos para conocer si existía



variación en el cambio de color, asimismo se analizó la interacción entre las zonas anatómicas con los diferentes tratamientos de luz reflejada para conocer si éste influía en los resultados de cambios de pigmentación en los camarones.

Histología

En esta sección se pretendía mostrar la localización de los cromatóforos en la capa epidérmica de la especie estudiada en diferentes zonas anatómicas y compararla con otra especie del mismo género *L. debelius*. La finalidad de comparar ambas especies fue para observar las diferentes pigmentaciones corporales y la manera en que se distribuyen los cromatóforos en las zonas anatómicas. La técnica utilizada no fue la adecuada ya que se ocuparon solventes erróneos, disolvieron los pigmentos de los cromatóforos, resultando difícil encontrar a estas estructuras en los cortes. En el anexo 5 se muestran las fotografías de los cortes realizados en ambas especies.



RESULTADOS

Patrones de coloración en *Lysmata boggesi*

En el género *Lysmata* las especies poseen una gama de colores diversa, en este estudio se pudo observar la coloración del tegumento y exoesqueleto en la especie *Lysmata boggesi*, además se hizo una comparación con dos especies del mismo género *L. debelius* y *L. amboinensis*. De manera general en *L. boggesi* se observó que en su cuerpo la coloración difiere, hay zonas donde la coloración es homogénea mientras que en otras estructuras siguen un patrón de coloración. La tonalidad de camarones de medio silvestre a los que se encuentran en cautiverio es completamente distinta, en la Figura 12 se notan ambas coloraciones; la pigmentación rojiza pertenece a animales de medio natural, mientras que la semi-transparente es para los camarones que permanecen en cautiverio. Como se pudo percibir los pigmentos se encuentran con mayor dispersión en algunas zonas corporales, como en los urópodos, telson, pedúnculos, pereiópodos y anténulas el color es homogéneo y más rojizo (Figura 13); en tanto para el cefalotórax y somitos del abdomen la coloración no es uniforme, los cromatóforos se dispersan y contraen en bandas y franjas respectivamente, para los somitos algunos cromatóforos se encuentran situados en franjas que son más estrechas y otros se ubican entre éstas franjas en rayas longitudinales que son más anchas y con más alta pigmentación; en el cefalotórax el patrón de coloración es en bandas que forman una “v” (Figura 13). A pesar de que el camarón cultivado es casi transparente, en los urópodos es donde se ve una mayor coloración; en el resto de su anatomía los pigmentos de los cromatóforos adquieren un color más tenue que poco se pueden distinguir, obteniendo como resultado una coloración pálida.



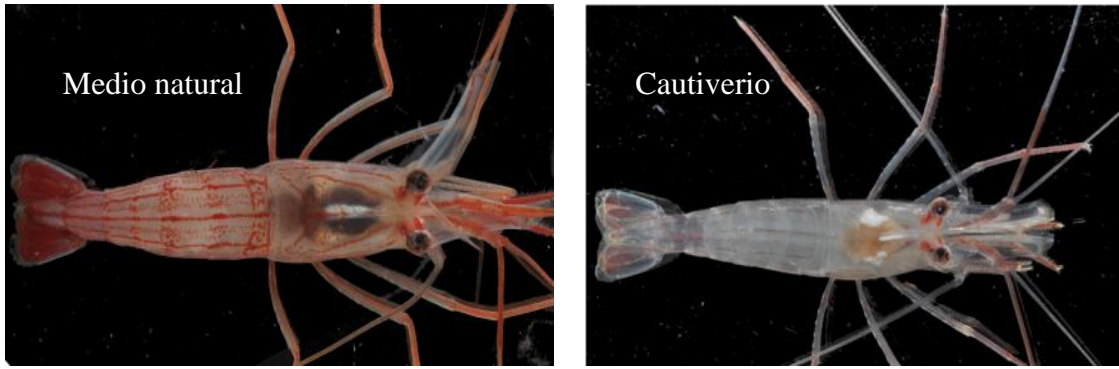
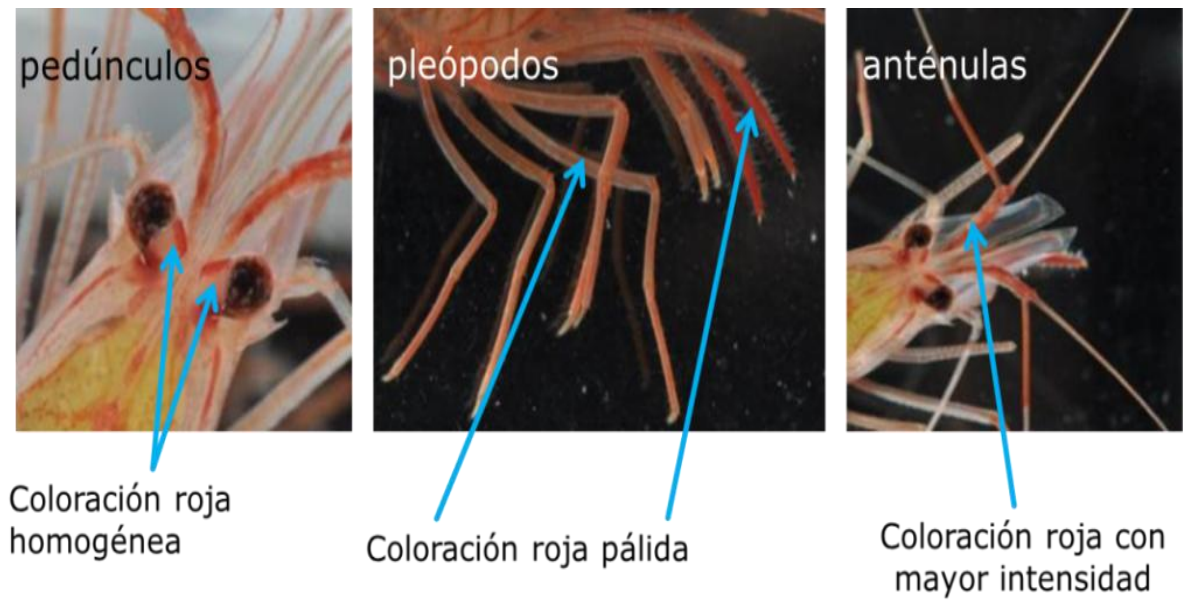


Figura 12. Comparación de la coloración de *Lysmata boggesi* en el medio natural y en cautiverio.



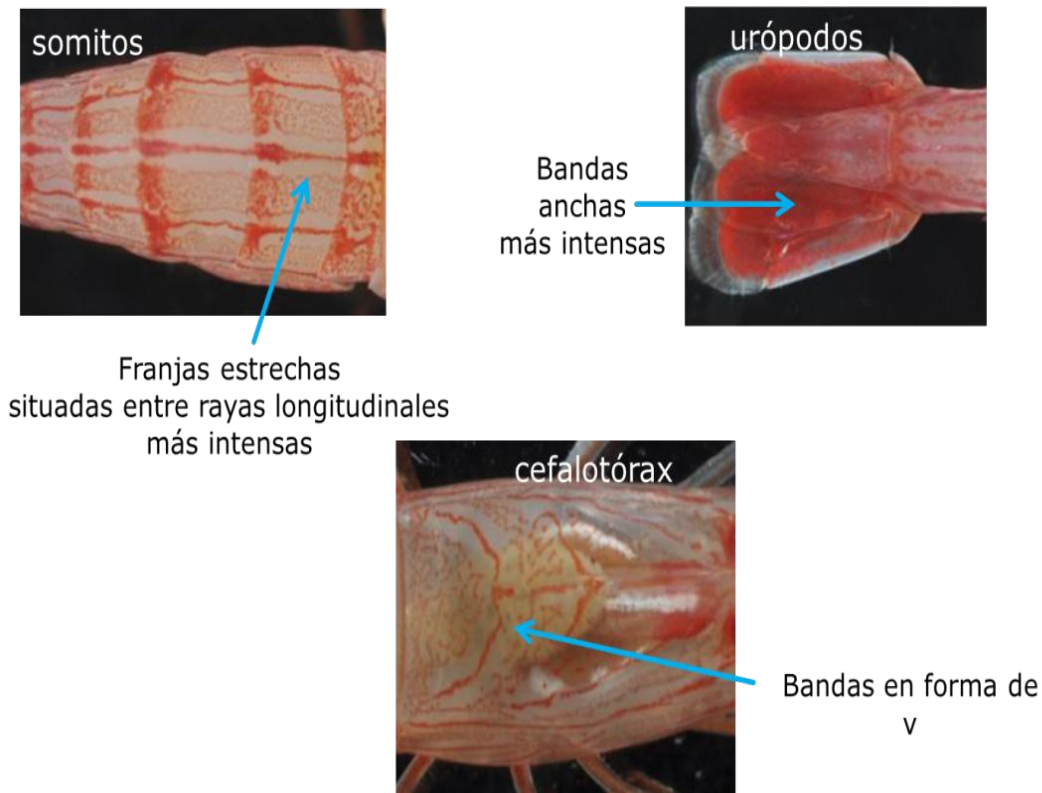


Figura 13. Patrones de coloración en *Lysmata boggesi* en distintas zonas corporales.

Los patrones de coloración en *L. debelius* y *L. amboinensis* son distintos, el color corporal de estas especies es muy llamativo, el color rojo intenso con puntos conspicuos blancos en el cefalotórax son característicos de *L. debelius*, sus pereiópodos y antenas son de color rojo y blanco. En *L. amboinensis* sus franjas verticales rojas entre una blanca a lo largo de su cuerpo le dan una atractiva vista, en los urópodos se también se encuentra ambas tonalidades (Figura 14), sus pereiópodos son completamente blancos. Un dato interesante es que los organismos de las dos especies presentan la misma coloración ya sea en su ambiente natural o en cultivo.



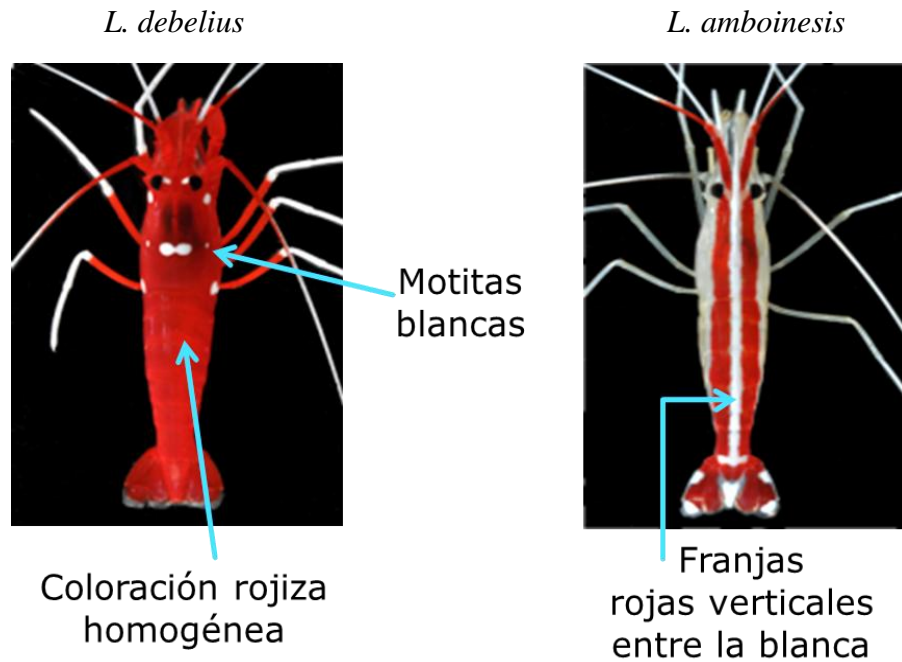
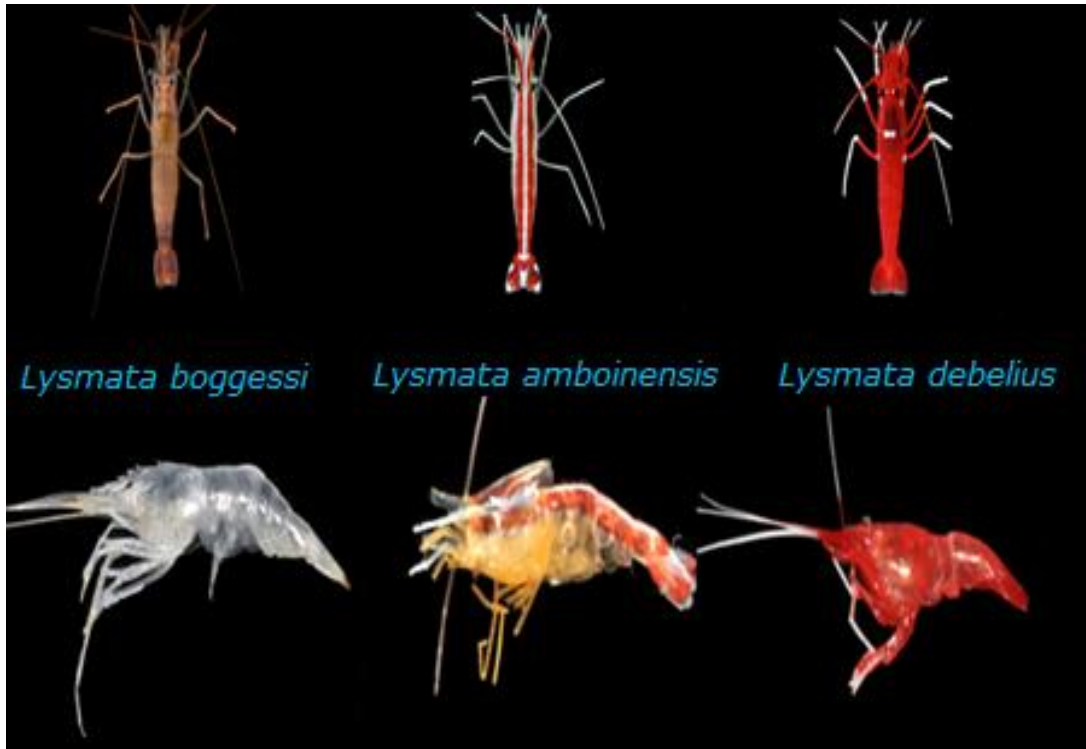


Figura 14. Comparación de otros patrones de coloración de las especies *Lysmata debelius* y *Lysmata amboinensis*.

Además de comparar la coloración en el tegumento, se observaron las mudas de las tres especies (Figura 15a); el exoesqueleto en *L. boggesi* es transparente, su pigmentación se observó en la capa epidérmica como se muestra en la Figura 15b la dispersión de los cromatóforos. Para las otras especies la pigmentación está completamente en la cutícula, esto es debido a la estrategia que los camarones usan mayormente para cambiar de color; en *L. boggesi* es fisiológica y en *L. debelius* y *L. amboinensis* es morfológica.





a)



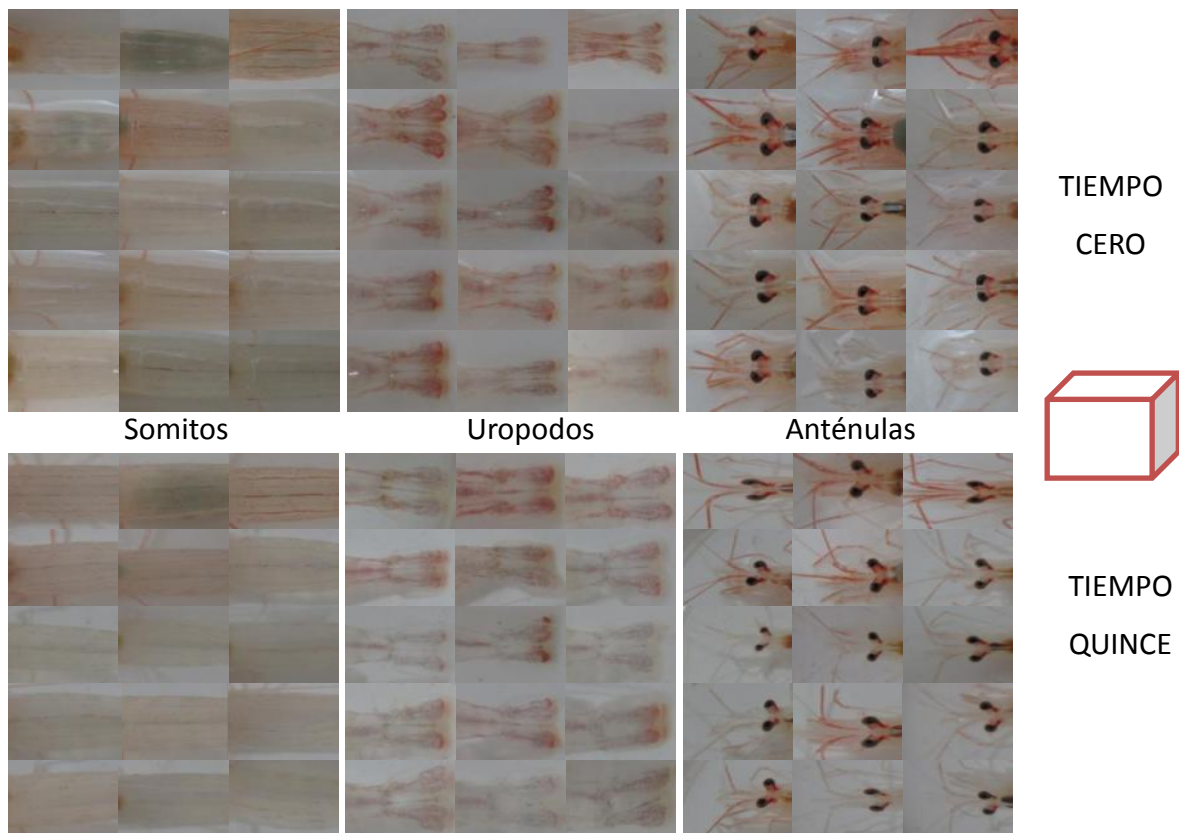
b)

Figura 15. a) Comparación de la pigmentación de las mudas observadas en las tres especies del género *Lysmata*. b) Somito de *L. boggesi* mostrando la dispersión de los cromatóforos en la capa epidérmica, observados en el estereoscopio.

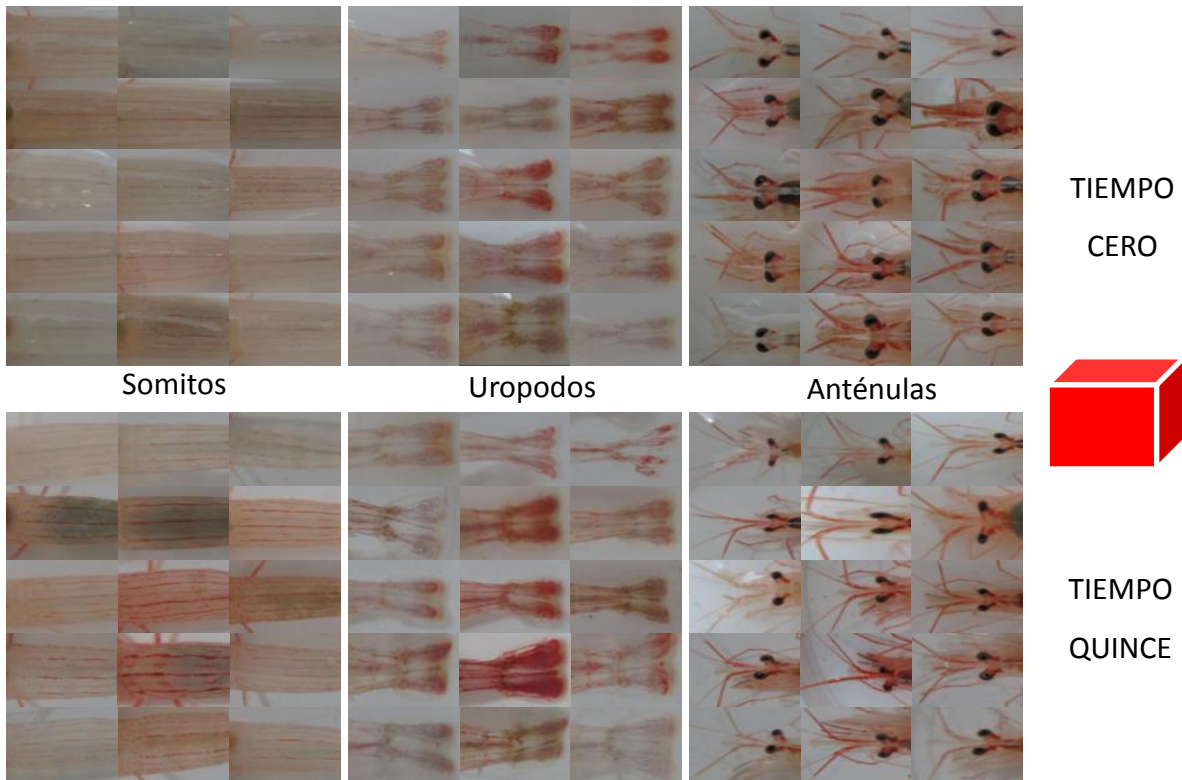


Experimento de diferente radiación reflejada en cambios de coloración

A los organismos que fueron sometidos a los tratamientos con diferente radiación (blanca y roja) por un periodo de 15 días, se analizaron los cambios comparando las fotografías de las 3 zonas seleccionadas (anténulas, somitos abdominales y urópodos) en el tiempo cero con el tiempo quince en ambos tratamientos (Figura 16). El análisis se hizo con dos observadores independientes, en donde cada observador en una tabla colocó el número cero a los organismos que no cambiaron de color según a su criterio, observaron a todos los camarones desde el día cero hasta el día 15; en caso de que ellos percibieran cambios en la coloración de los individuos colocaban el número 1, este procedimiento lo hicieron para ambos tratamientos (blanco y rojo).



a)



b)

Figura 16. a) Experimento con acuarios blancos en el tiempo cero en la parte superior, mostrando los cambios de color en las 3 zonas a los quince días en la parte inferior; b) Experimento con acuarios rojos, en el tiempo cero en la parte superior, mostrando los cambios de color en las 3 zonas a los quince días en la parte inferior.

Los resultados fueron los siguientes:

- SOMITOS ABDOMINALES IC= 0.86 86%
- UROPODOS IC= 0.56 56%
- ANTENULAS IC= 0.46 46%

El resultado nos indica el porcentaje de confiabilidad entre los dos observadores, notando que en los somitos abdominales coincidieron en que hubo cambio en la coloración con un porcentaje alto (86%); mientras que para los urópodos y anténulas las coincidencias son ambiguas puesto que el porcentaje es alrededor del 50%. Para comprobar si hubo



diferencias significativas entre las distribuciones (en ambos tratamientos rojo y blanco) o si hubo cambios en la coloración de los camarones, se aplicó una prueba de chi-cuadrada por cada observador para las tres zonas anatómicas; en las zonas de somito abdominal y urópodos no existieron diferencias significativas en lo que percibieron los observadores, al contrario de las anténulas para el observador uno, hubo diferencias significativas y en el observador dos no las hubo. Posteriormente de la chi-cuadrada se aplicó la prueba de heterogeneidad de chi-cuadrada, los resultados que se obtuvieron fueron los siguientes:

- SOMITOS ABDOMINALES **p= 0.66800826 ns**
- URÓPODOS **p= 0.312398 ns**
- ANTENULAS **p= 0.032973 ** → No se pueden calcular**
las observaciones como una sola

Como se puede observar, donde se presentaron diferencias significativas fue en la zona de anténulas y por ende no se pudieron juntar los datos ya que son heterogéneos, en este sentido no se procedió a la siguiente prueba. En tanto para las otras dos estructuras se aplicó la última prueba de corrección de Yates.

Estos fueron los resultados:

- SOMITOS ABDOMINALES **p= 1.9772E-09**
- URÓPODOS **p= 0.002003**

Se notó que en somitos del abdomen y urópodos difirieron significativamente entre las distribuciones. Por eso en ambas zonas existió un efecto en las diferentes radiaciones reflejadas (blanco y rojo) para el cambio de coloración. En anténulas no se pudo aplicar la prueba de Yates porque hay heterogeneidad entre ambos observadores; probablemente porque es una zona difícil para poder distinguir los cambios. En este experimento las fotografías tomadas presentaron algunas distorsiones, ya que fueron tomadas con diferente luz, por tanto esto influyó en la parte de las anténulas debido a que fue una zona difícil de fotografiar, asimismo presentó menos claridad para identificar la coloración. Por tanto en el



experimento siguiente se toma en consideración que las fotografías se estandaricen para obtener resultados confiables, sin que pueda afectar a los resultados.

En conclusión estos resultados nos mostraron que si existen cambios de coloración en los camarones, lo que se obtuvo es una medición semi-cuantitativa y las fotografías no fueron estandarizadas, proporcionando probablemente errores al momento de observar los cambios de coloración. Por tanto se procede hacer el siguiente experimento en cambios de color en diferentes tiempos, el cual se hizo por un método cuantitativo de imágenes donde todas las fotografías se estandarizaron.

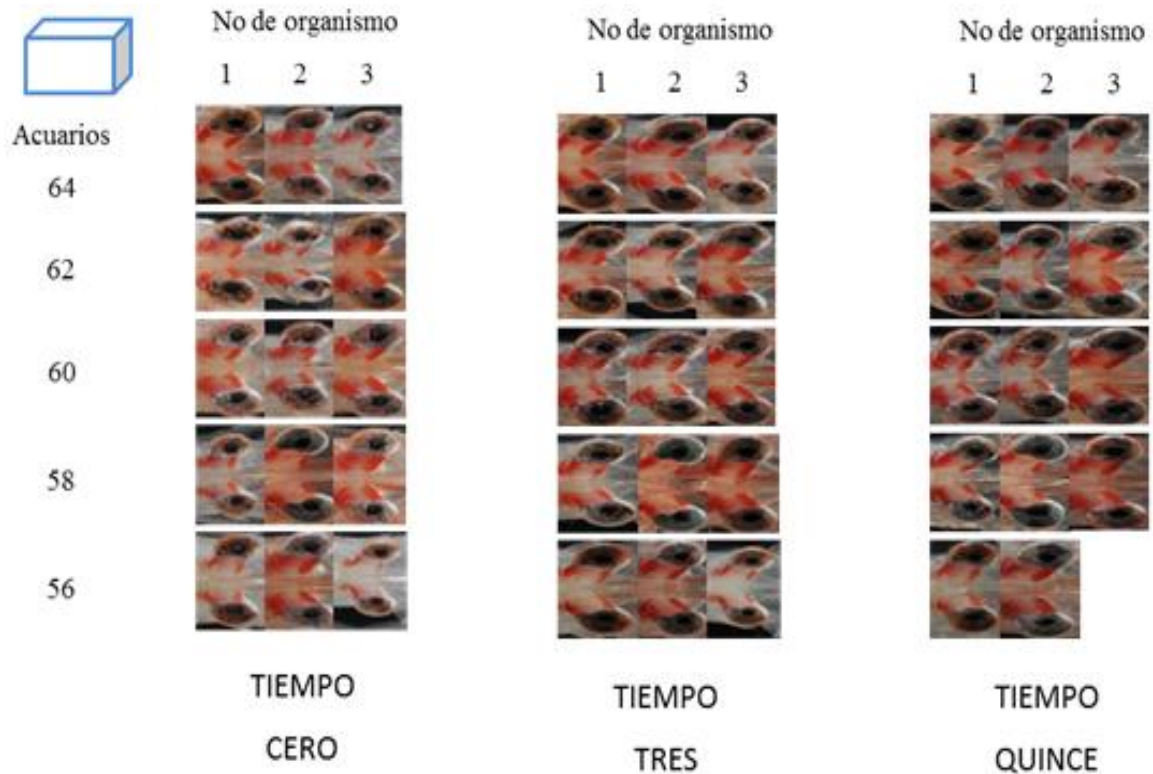
Experimento tiempos de cambios de coloración

De los 30 organismos que permanecieron en el tratamiento en acuarios con placas blancas y con placas rojas (diferente luz reflectada) durante 15 días, se analizaron de manera cuantitativa. Esto se logró por medio del programa de ImageJ en donde los valores obtenidos fueron las medias, desviaciones estándar y modas de color RGB, los valores se obtuvieron para los pedúnculos, somitos abdominales y urópodos de cada tratamiento en los tres tiempos día cero, día tres y el día quince. En las Figuras 17 (a, b) 18 (a, b) y 19 (a, b) se muestran los cambios en cuanto al color en las 3 zonas anatómicas en ambos tratamientos durante los tres tiempos. En los pedúnculos hubo casos que evidentemente fueron notables en cuanto al cambio de coloración del día cero al día tres, hasta el día quince en los camarones que permanecieron en el tratamiento con la luz reflejada roja. Mientras que en los pedúnculos de los organismos en tratamiento blanco no se distinguió alguna diferencia en su coloración en ningún tiempo. En lo que respecta a la estructura del somito abdominal, en las fotos se notaron casos de cambios en cuanto a la coloración; de un somito pálido a un somito con pigmentación roja, esto se aplica a los organismos en tratamiento rojo. Finalmente en los urópodos el cambio de color no es tan notorio como en las otras zonas anatómicas, esta zona presentó problemas para analizarla debido a que no en todos los casos se obtuvieron fotos de urópodos distendidos, en la mayoría se presentaron juntos los el exópodos y los endópodos; por tanto la coloración varió de acuerdo a la



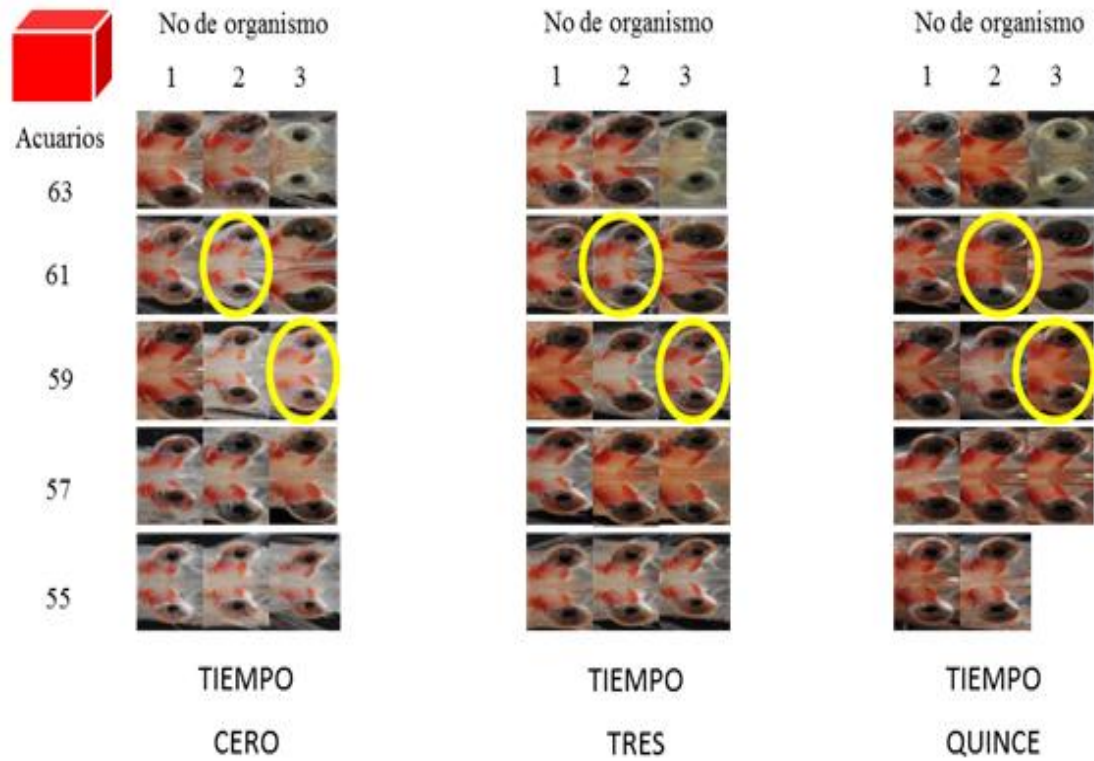
manera en la que se encontraron aquellas zonas, entonces el resultado proporcionado no es confiable, por tal motivo se eliminó esta estructura anatómica para el análisis posterior.

En todas las fotografías se muestran los casos más evidentes a través del tiempo en cambios de coloración con óvalos amarillos, para el tratamiento rojo. Cabe mencionar que en el transcurso del experimento se murieron dos organismos, uno del tratamiento blanco y otro del tratamiento rojo, por tanto faltaron dos animales para el tiempo quince.



a)





b)

Figura 17. Cambios de coloración en los pedúnculos en los 3 tiempos; indicando en los acuarios que permanecieron y el número de organismo por acuario, los óvalos amarillos indican cambios particularmente obvios. Tratamiento blanco (a) tratamiento rojo (b).





Acuarios

No de organismo
1 2 3

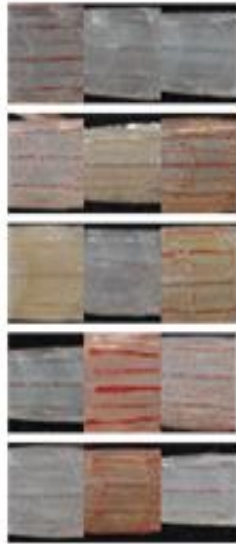
64

62

60

58

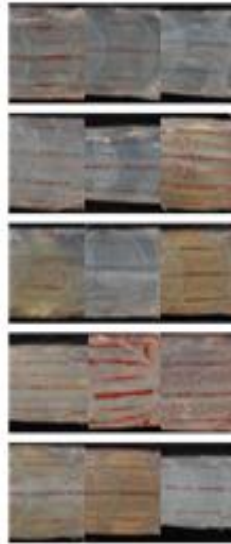
56



TIEMPO

CERO

No de organismo
1 2 3



TIEMPO

TRES

No de organismo
1 2 3

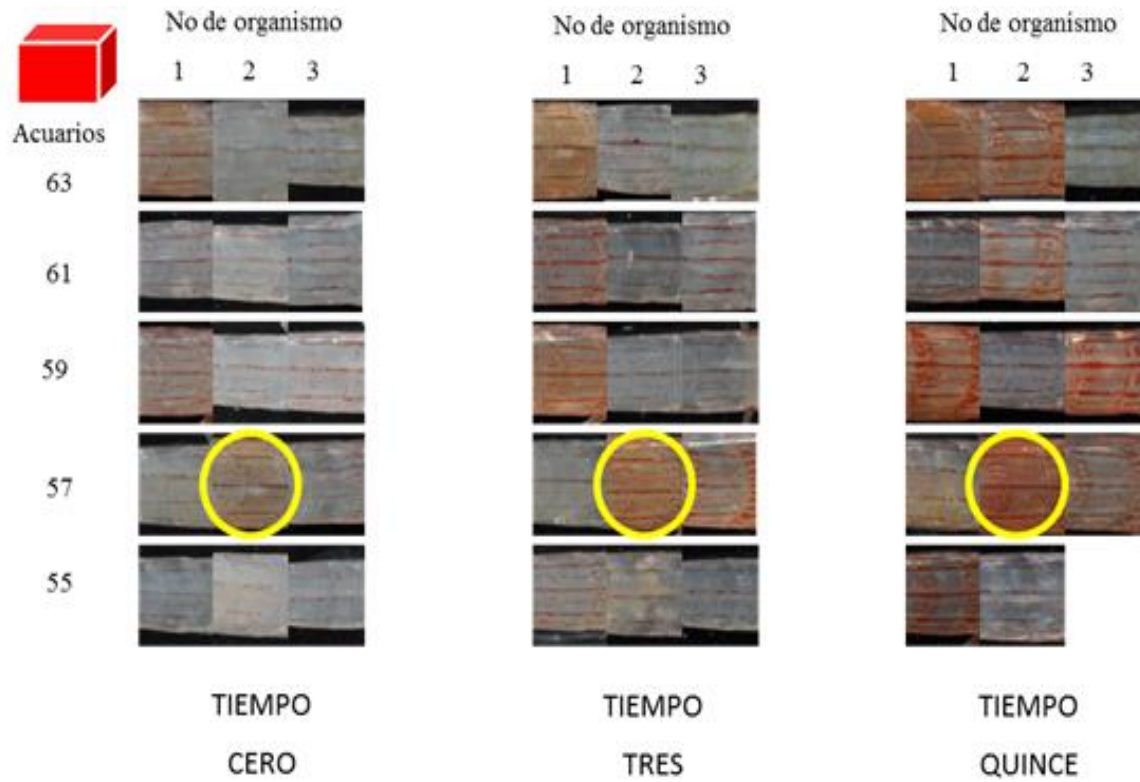


TIEMPO

QUINCE

a)

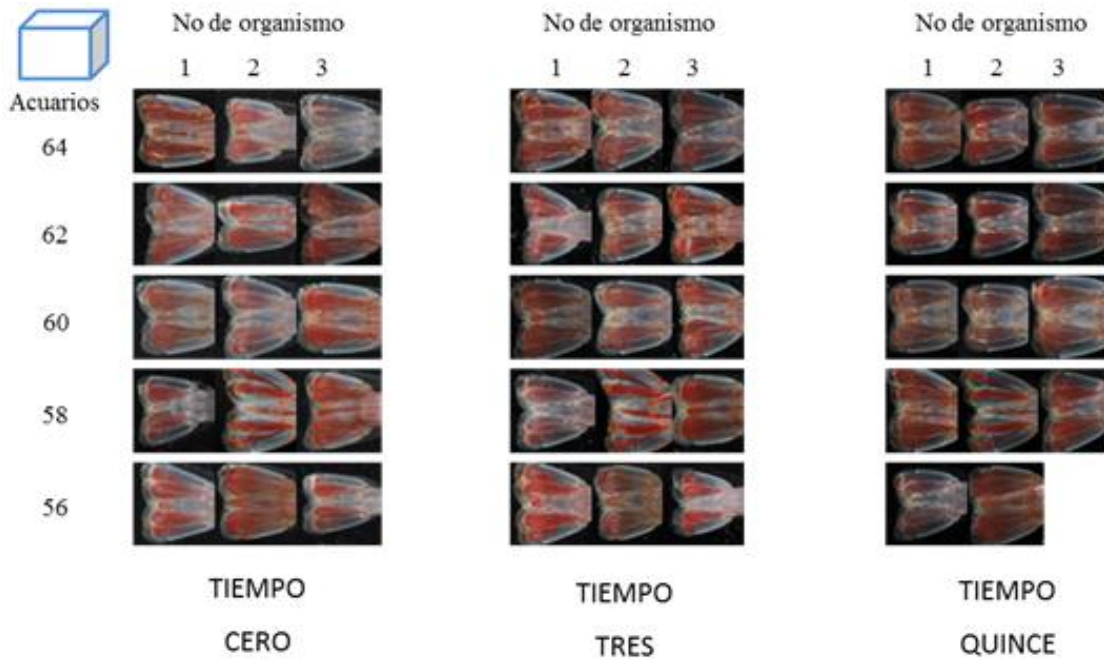




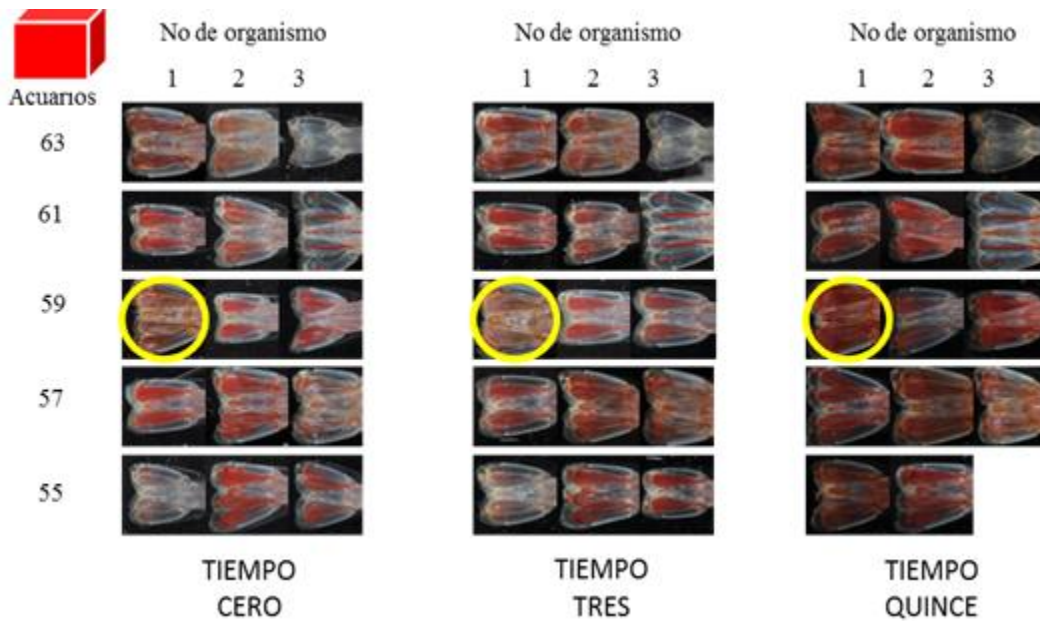
b)

Figura 18. Cambios de coloración en somitos abdominales en los 3 tiempos; indicando en los acuarios que permanecieron y el número de organismo por acuario, los óvalos amarillos indican cambios particularmente obvios. Tratamiento blanco (a) tratamiento rojo (b).





a)



b)

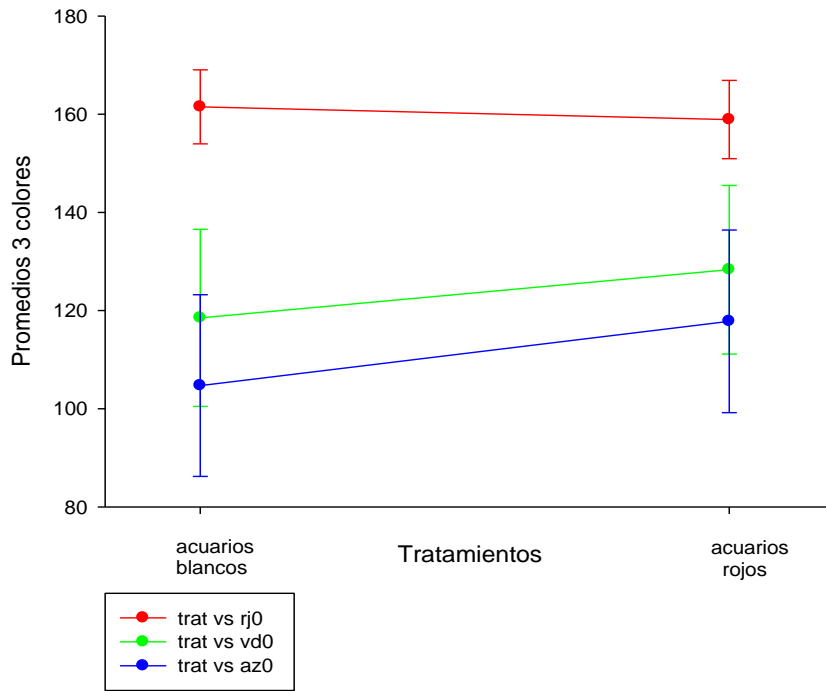
Figura 19. Cambios de coloración en urópodos en los 3 tiempos; indicando en los acuarios que permanecieron y el número de organismo por acuario, los óvalos amarillos indican cambios particularmente obvios. Tratamiento blanco (a) tratamiento rojo (b).



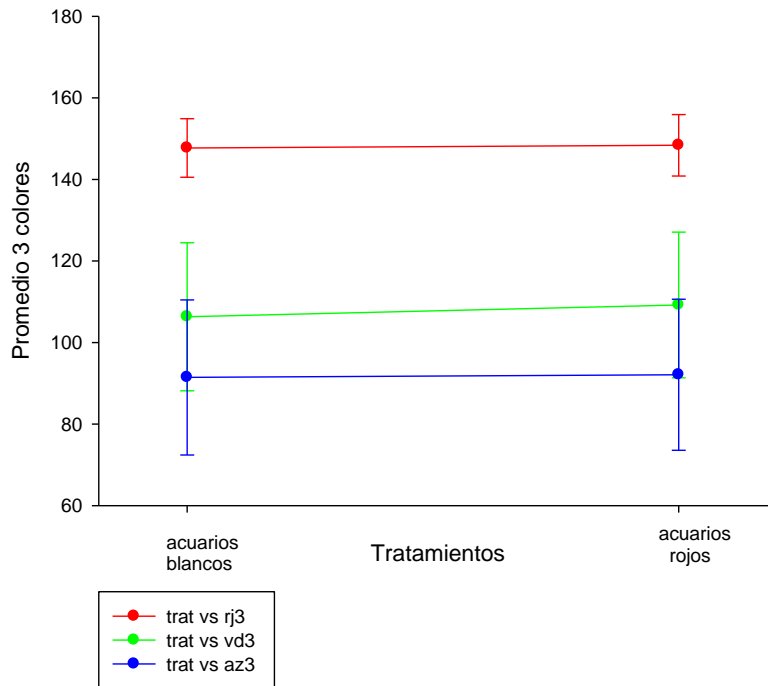
Los análisis de resultados se hicieron con un MANOVA debido a que fueron diversas variables a considerar. Primero se hizo la comparación de los valores de los tres colores (rojo, verde y azul) en conjunto para los dos tratamientos, en cada tiempo. En el tiempo cero en ambos tratamientos se encontró una diferencia significativa con una $p=0.0437$. Sin embargo, esta p que se obtuvo presenta un valor muy cercano a 0.05; sin embargo, este valor obtenido no permite sostener la existencia de dicha diferencia de manera contundente mostrando una p con valor no significativo; esto se puede comprobar en la gráfica (ver Figura 20) ya que la diferencia que hubo en los 3 colores entre ambos tratamientos fue mínima. En el tiempo tres, el análisis no difirieron significativamente en los colores medidos con una $p=0.447$ los valores fueron semejantes en ambos tratamientos para los tres colores. Finalmente al comparar la coloración para el tiempo 15 hubo diferencias significativas con una $p=0.0016$, lo que significa que existió un cambio de coloración en los organismos debido al efecto de la luz reflejada en la que se encontraban los camarones. En el gráfico de la Figura 20 se percibe que el valor del color rojo cambia del tratamiento blanco al tratamiento rojo siendo mayor en este último; al contrario de los colores verde y azul los cuales en el tratamiento blanco se muestran con un valor más alto disminuyendo su valor en el tratamiento rojo. En conjunto los tres colores dan la tonalidad final de los camarones, siendo determinante el rojo para la coloración que se pretende adquirir.



TIEMPO CERO



TIEMPO TRES



TIEMPO QUINCE

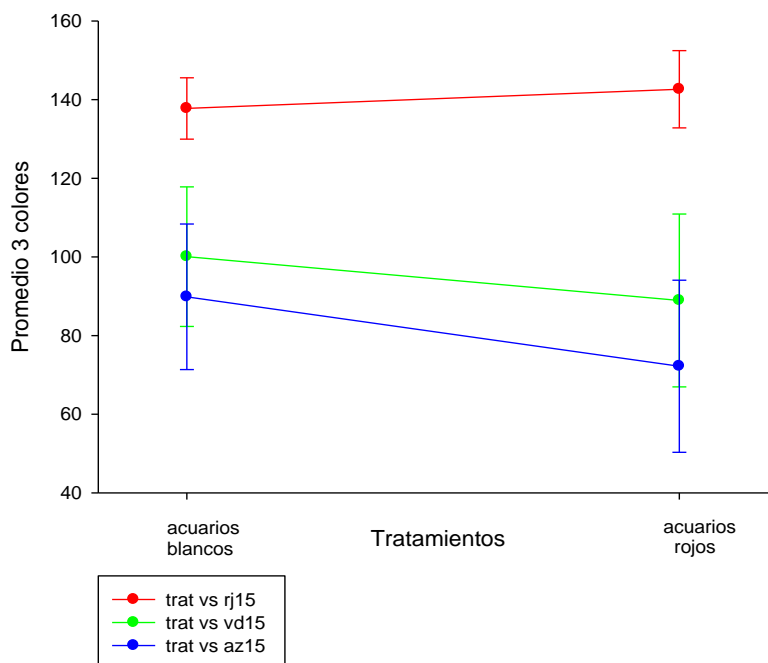
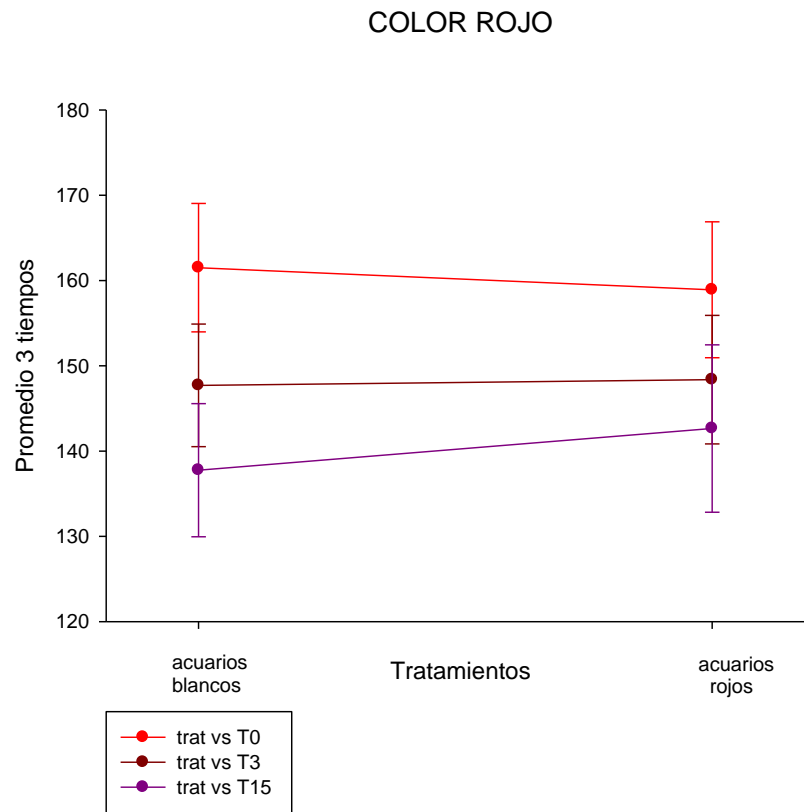


Figura 20. Gráficas por cada tiempo (T0, T3 y T15), eje de las Y muestra los valores promedios de los colores RGB vs tratamientos de acuarios blancos y rojos, eje de las X.

Otro análisis que se llevó a cabo fue el de comparar los resultados de los tres colores por separado con respecto al tiempo en ambos tratamientos. Esta variable del tiempo se consideró como medidas repetidas. En el color rojo no se encontraron diferencias significativas ($p=0.66$). Por ello el cambio de coloración de los organismos no difieren significativamente entre los 2 tratamientos; tal como se observa en la gráfica (Figura 21a) los valores son similares en ambos tratamientos en los tres tiempos. En el color verde se encontró un efecto significativo con una $p=0.00035$, por tanto los cambios de color verde durante el tiempo si variaron en los diferentes tratamientos; en la Figura 21b, se nota que a través del tiempo en los tratamientos sus valores disminuyeron; los valores de verde son más altos en el tratamiento rojo que en el blanco, no obstante para el tiempo quince sucede lo inverso. Finalmente en el color azul también existieron diferencias significativas $p<0.00001$, en este color hubo variabilidad en el cambio de coloración de los camarones a



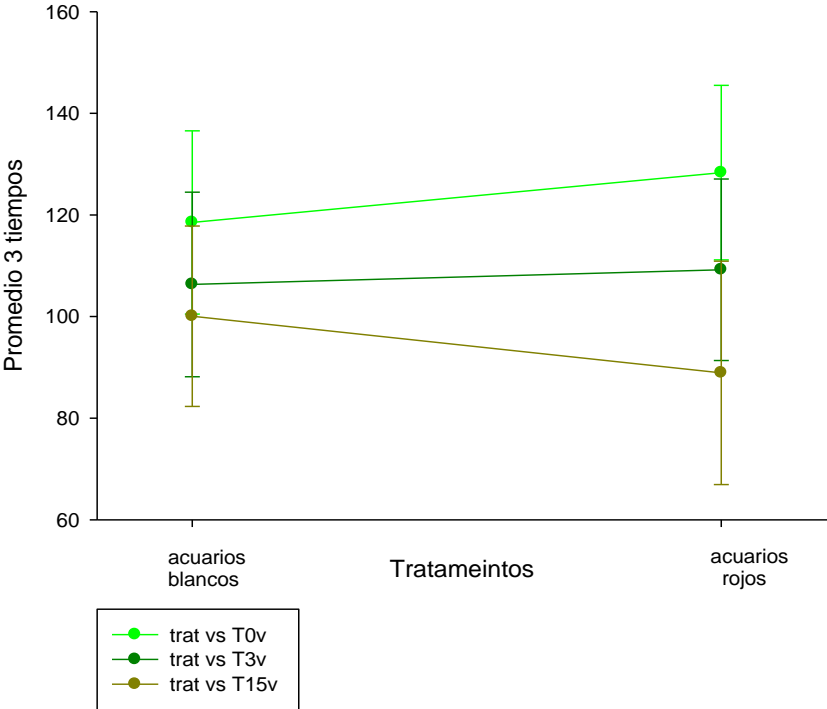
través del tiempo en los dos tratamientos, con un comportamiento similar al del color verde (Figura 21c).



a)



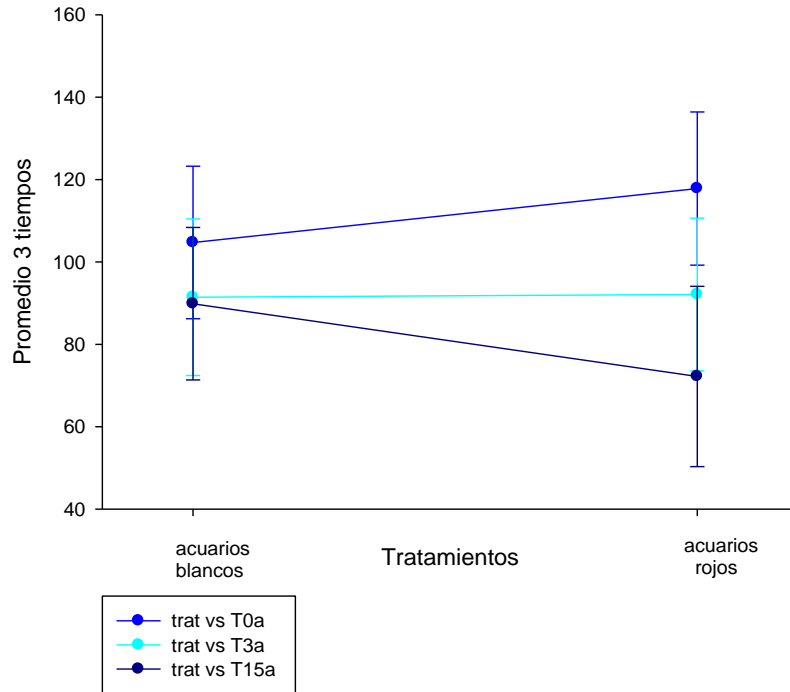
COLOR VERDE



b)



COLOR AZUL



c)

Figura 21. Gráficas por cada color, a) rojo, b) verde y c) azul) el eje de las Y muestra los valores promedios de los 3 tiempos vs tratamientos de acuarios blancos y rojos, eje de las X.

De manera general los colores con cambios en sus valores fueron el verde y el azul. En cuanto al color rojo fue generalmente estable. Los colores azul y verde disminuyen con el tiempo en el tratamiento con luz reflejada roja mientras que el color rojo queda básicamente constante. En lo que respecta al tratamiento blanco los colores cambian menos, esto indica que el resultado final del color de los organismos es un rojo más intenso en los que permanecieron en los tanques con luz reflejada roja, teniendo un efecto importante para los cambios en la coloración. En la Figura 22 y 23 se da un ejemplo de la combinación de los tres colores y el color final (parte inferior) de acuerdo a los valores de un individuo que



estuvo en el tratamiento blanco (camarón 2 del acuario 64) y rojo (camarón 1 del acuario 63) en el tiempo cero y al término del experimento.

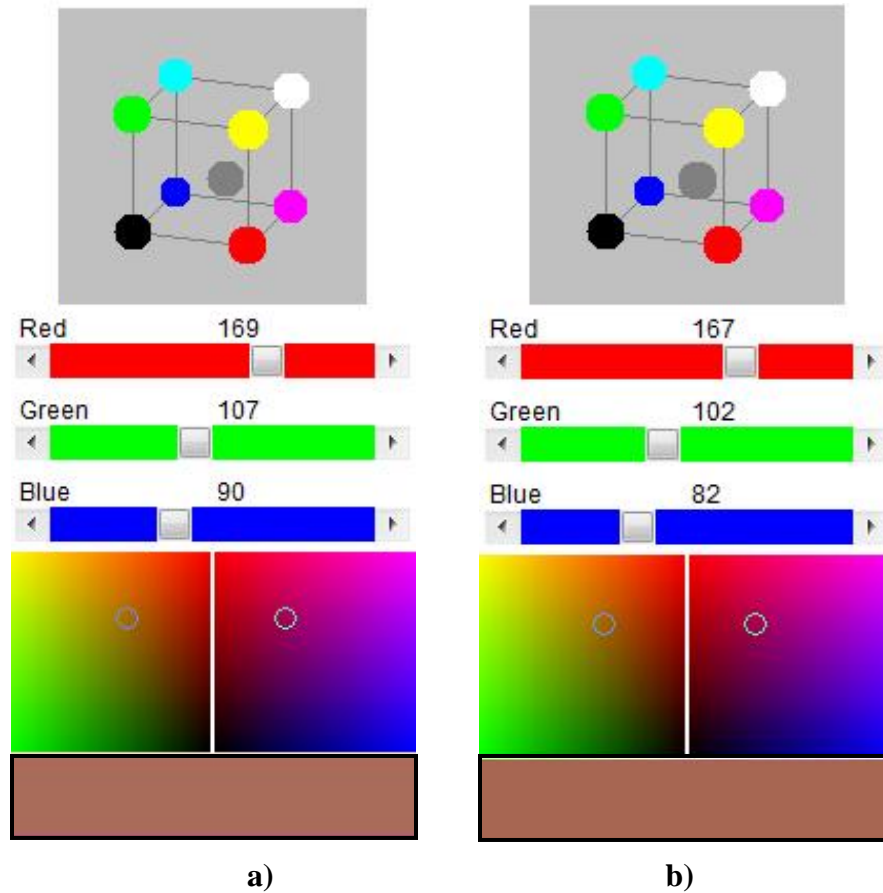


Figura 22. Ejemplo del camarón del acuario 63 camarón1 en: a) tiempo cero, b) tiempo quince; en tratamiento con acuario blanco. Ambos tiempos en escala RGB considerando los valores promedio, frecuencia de pixeles de cada color. El color final del organismo se muestra en la parte inferior en el recuadro negro. Applet de espacio de color tomado de http://www.cs.rit.edu/~ncs/color/a_spaces.html.



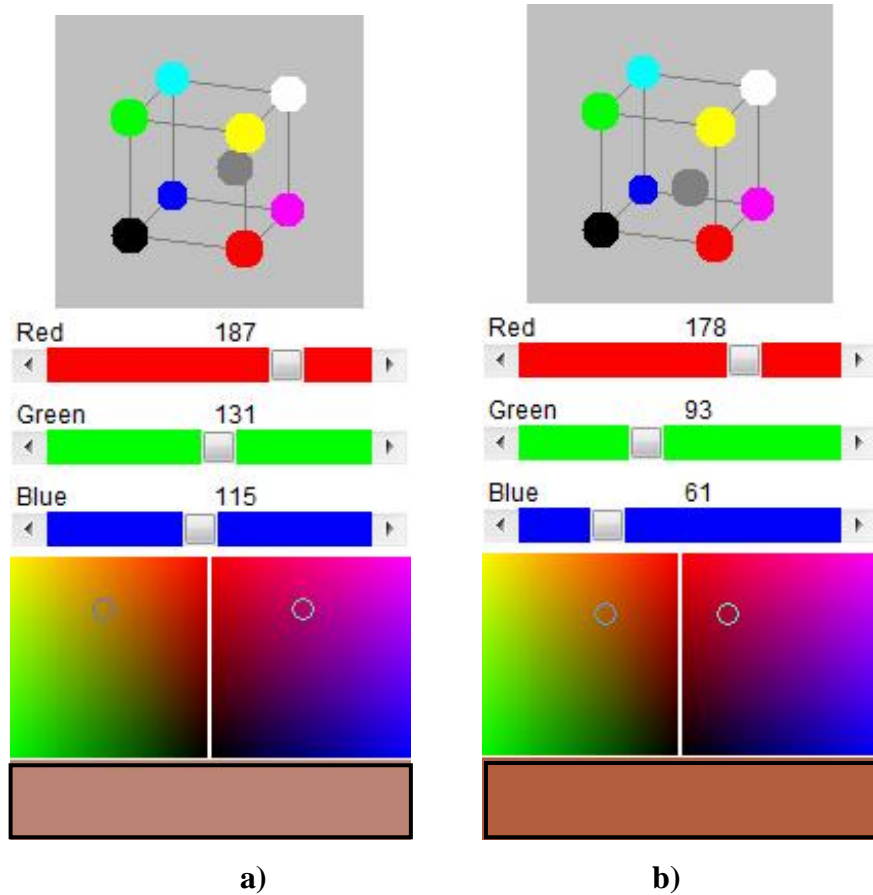


Figura 23. Ejemplo del camarón del acuario 63 camarón1 en: a) tiempo cero, b) tiempo quince. Ambos tiempos en escala RGB considerando los valores promedio, frecuencia de pixeles de cada color. El color final del organismo se muestra en la parte inferior en el recuadro negro. Applet de espacio de color tomado de http://www.cs.rit.edu/~ncs/color/a_spaces.html.

Se compararon los resultados obtenidos para los tres colores en los tres tiempos del experimento para las zonas de pedúnculos y somitos abdominales. Lo que se obtuvo en ambas zonas fue que hubo una alta diferencia significativa ($p < 0.0001$) concluyendo que presentan un efecto en el cambio de coloración en éstas regiones anatómicas, como se observa en la gráfica (Figura 24) se puede apreciar que en somitos los tonos verdes y azules



son más intensos que en los pedúnculos y el rojo es mayor en pedúnculos en el tiempo cero; para los tiempos tres y quince el comportamiento es semejante al presentado en el gráfico.

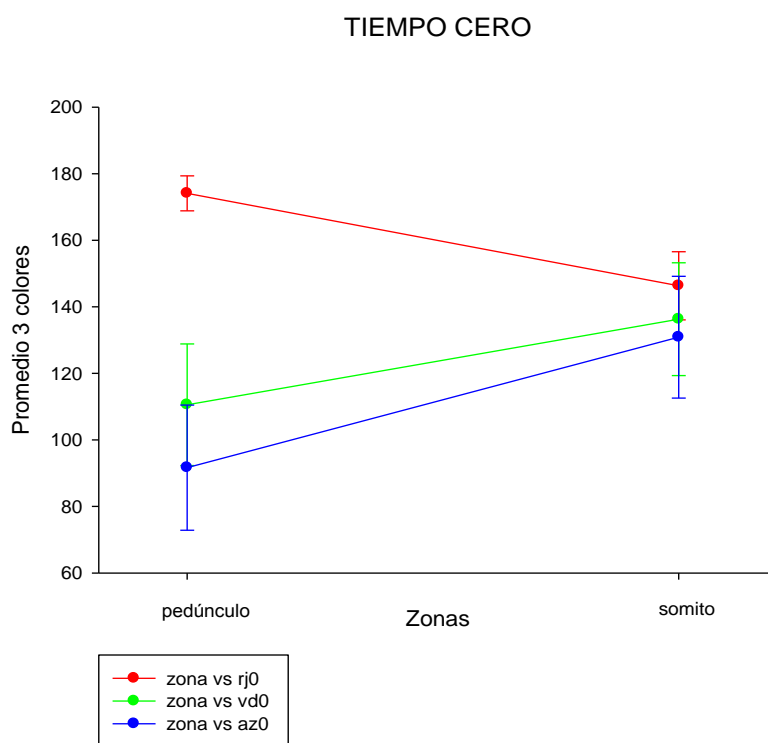


Figura 24. Gráficas para el tiempo cero; en el eje de las Y muestra los valores promedios de los colores RGB vs zonas anatómicas pedúnculo y somito, eje de las X.

Por consiguiente se analizó si tuvo un efecto las radiaciones reflejadas (blancas y rojas) en los cambios en color para los pedúnculos y somitos abdominales, obteniendo que no hay diferencias significativas con una $p=0.182$ por tanto los cambios en las zonas no tienen alguna relación con respecto al tratamiento en el que se encuentren los camarones; es decir, el cambio de los niveles de coloración en los sujetos de estudio en cada una de las posiciones consideradas no se relaciona significativamente con el cambio de luz reflejada.

En la Figura 25 se muestra el gráfico mostrando que las zonas no tienen interacción con los diferentes tratamientos a los que fueron sometidos los camarones. Asimismo para los tiempos restantes el resultado es el mismo al mencionado.



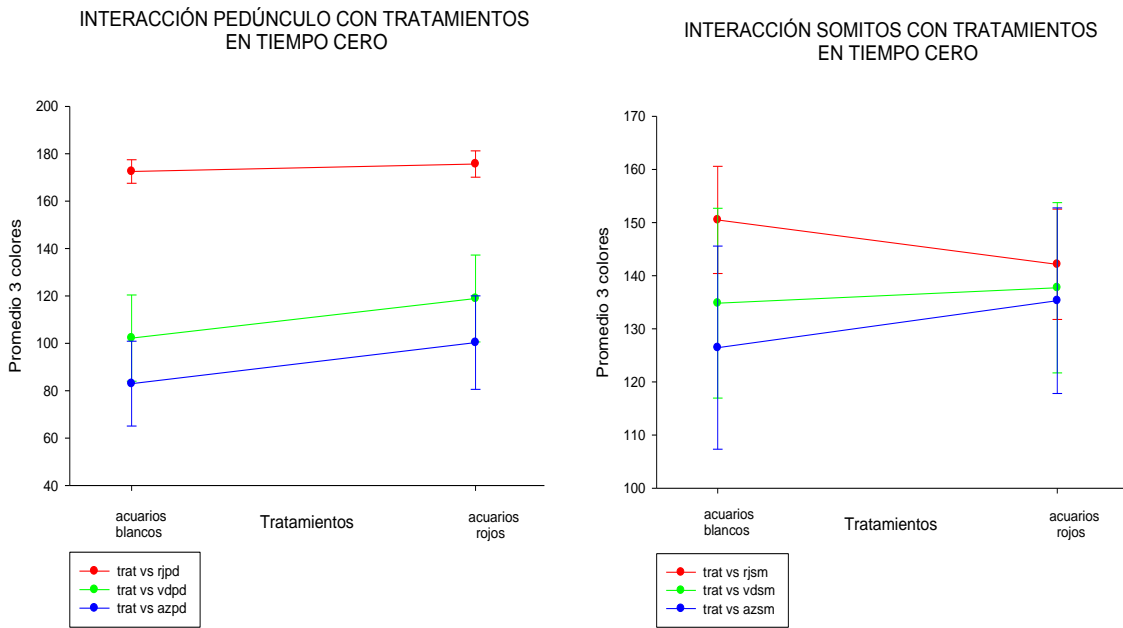


Figura 25. Ambas gráficas muestran la interacción de los pedúnculos a) y los somitos abdominales b). En el eje de las Y muestra los valores promedios de los colores RGB vs tratamientos de los acuarios blancos y rojos, eje de las X, en el tiempo cero.

El color que presentaron los camarones en las estructuras anatómicas fueron diferentes; en los somitos del abdomen tuvieron una coloración más pálida en los tres tiempos, mientras que los pedúnculos tuvieron una mayor pigmentación, en la Figura 26 se encuentra un ejemplo de la coloración comparativa del pedúnculo y el somito en escala RGB, se encuentran los valores promedio que se obtuvieron de los tres colores de un animal que estuvo en experimento (organismo 1 del acuario 61), en la parte inferior del esquema se encuentra el color final del camarón. Como se puede observar el tono más rojo lo presentan los pedúnculos con respecto a los somitos, ya que hubo un valor más alto en color rojo y los verdes y azules fueron menores, notando que los colores son más cercanos a los tonos rojos. Mientras que en los somitos los valores de cada color no difieren tanto, finalmente su color es más tenue con pocos tonos rojos.



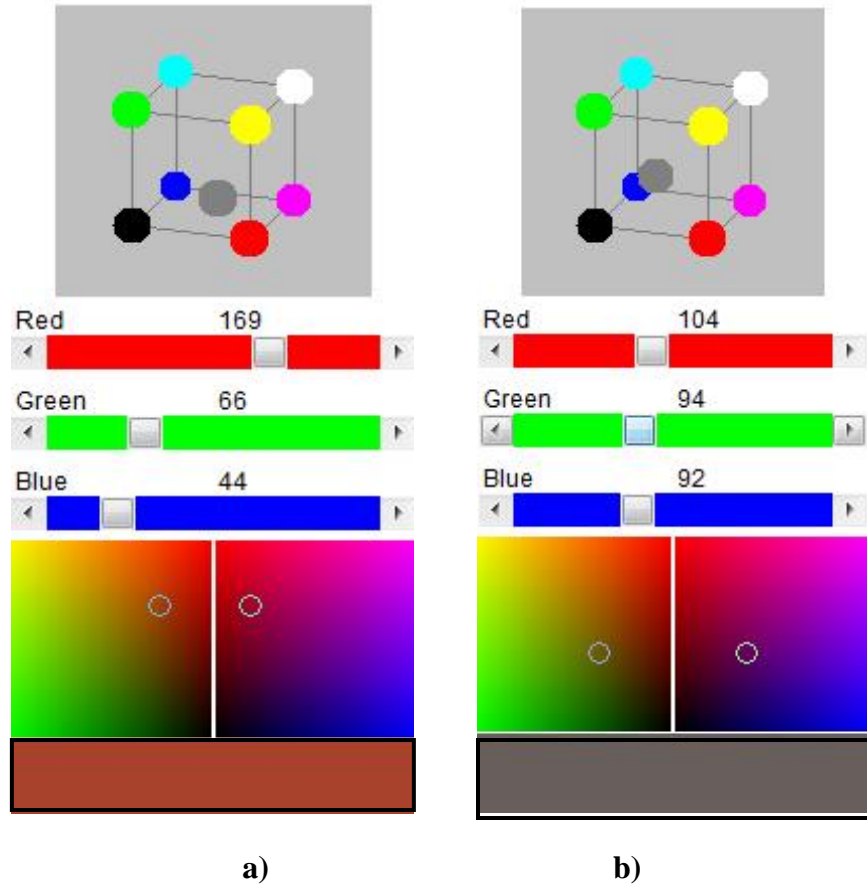


Figura 26. Ejemplo del camarón del acuario 61 camarón 1, a) Coloración del pedúnculo, b) coloración del somito. Ambas zonas en escala RGB considerando los valores promedio, frecuencia de pixeles de cada color. Applet de espacio de color tomado de http://www.cs.rit.edu/~ncs/color/a_spaces.html.



DISCUSIÓN

Manipulación de factores para cambios de coloración: radiación reflejada como factor principal

En este proyecto se examinaron los cambios de coloración en el camarón limpiador, con el fin de comprobar que pueden manipularse estos cambios con el factor de la luz reflejada. Existen diversos estudios que han comprobado los cambios de color en crustáceos manipulando otros factores, algunos de ellos son la dieta de los animales (Melville-Smith et al. 2003, Tlusty 2005, You 2006, Auerswald et al. 2008, Parisenti et al. 2011) ya que a mayor cantidad de astaxantina proporcionada en los alimentos, la intensidad del color va aumentando. Otros factores que se han manipulado para lograr tal objetivo son la temperatura y la densidad (Bhandiwad 2011). Otras causas que intervienen en los cambios de pigmentación son el periodo de intermuda, la época reproductiva; asimismo los numerosos genes que tienen los crustáceos muestran un efecto importante para la variación en color (Pessani 2006). Los cambios de color para el modelo de estudio fueron de un cuerpo semi-transparente a un cuerpo de tono rojizo (en el ambiente lumínico con tratamiento rojo), aceptando la hipótesis alterna de cambios de coloración con distinta luz reflectada, esto es debido a que el ambiente lumínico representa un papel importante para que los animales tengan la capacidad de cambiar el color de su cuerpo (Stuart et al. 1996, You 2006, Tume et al. 2009); de hecho el factor principal que afecta la respuesta de los cromatóforos en relación a cambios de color es el de la luz (Chih-Hung et al. 2001). La luz es percibida por medio de los ojos y por consecuente se estimulan las hormonas de las cromatoforotropinas dando como resultado la dispersión de los cromatóforos y así los animales puedan cambiar su tonalidad de acuerdo al entorno en el que se encuentren, en *L. boggei* el cambio se mostró con una *p* altamente significativa evidenciado en las gráficas de las Figuras 20 y 21, los animales en ambientes con luz roja reflejada cambiaron de color para coincidir su pigmentación con el del medio en donde estaban ubicados, así la cantidad de pigmentos aumentó y la dispersión de cromatóforos fue mayor en las regiones



corporales. Un estudio donde también se reporta un comportamiento similar es el de los camarones carideos *Heptacarpus pictus* y *H. paludicola*, donde se indicó que los pigmentos y cromosomas variaron dependiendo de la luz reflectada; comprobando que en la luz transmitida los cromosomas rojo-blanco son opacos mientras que en la luz reflectada éstos tienen más brillo (Bauer 1981). El proceso de camuflaje es la estrategia que ocupan una variedad de organismos para poder adaptarse al ambiente donde están para evitar depredadores u ocultarse de sus presas (Wicksten 1983); en el camarón limpiador *L. boggei* su estrategia utilizada fundamentalmente es la coloración críptica. Otra estrategia es la que utilizan los cangrejos hermitaños de la especie *Calcinus tubularis* posiblemente para poder maximizar su éxito reproductivo y evitar ser depredados (Pessani 2006). La cantidad de radiación que reciban los animales es elemental para que se puedan manipular los cambios de color, en el caso de los animales en cautiverio comparado con los que están en ambiente natural es distinta; en éste último la intensidad de luz cambia en función de la profundidad y hora del día (Cheroske & Cronin 2005, Allen et al. 2010) esto a veces modifica el comportamiento de los patrones de coloración en los animales debido a las variaciones en la radiación en la columna de agua (Cheroske et al. 2003), mientras que en condiciones de cautiverio la luz artificial se puede ir cambiando dependiendo de la cantidad que se requiera proporcionar a los individuos, semejando a la luz del medio silvestre; por tanto la coloración depende de cierto modo de la intensidad a la que estén sujetos los animales. Los camarones *L. boggei* permanecieron en acuarios con medidas de luz incidente de 20-40 lx y con luz reflejada roja de 2-14 lx, su pigmentación fue mayor para los individuos que estuvieron en tanques con luz reflectada roja (con menor cantidad de lx), siendo que las demás radiaciones fueron absorbidas excepto la roja y por tanto el color que reflejaron los camarones fue el rojo; estos camarones cambian de color a luces más tenues debido a que son organismos de hábitos nocturnos y poseen ojos superposicionales los cuales están adaptados a la oscuridad y funcionan como estructuras eficientes para captar la luz a pesar de la agudeza visual (Brusca 2003) por tanto esto les permite percibir cambios en el entorno que se encuentren para que los camarones modifiquen su color. Otros organismos marinos que cambian su pigmentación corporal en ambientes con poca luz, son las langostas puesto que son más activas bajo esas condiciones (Tlusty 2005); al igual que



algunas sepias que se camuflan en horas crepusculares para obtener un éxito, ya sea en la caza de sus presas o para evitar a depredadores con agudeza visual (Allen et al. 2010). Esta visión del color con este tipo de ambientes, la reportan también para peces que viven en aguas profundas dado que son adaptaciones fisiológicas y morfológicas en animales acuáticos (Warrant 2004a, Warrant 2004b, Allen et al. 2010). Otra estrategia de camuflaje reportada en trabajos es la transparencia usada principalmente para evitar ser depredados (Hacker 1991, Carvalho et al. 2006) principalmente para organismos con actividad nocturna; sin embargo para los crustáceos estudiados tienden a poseer una coloración llamativa, una explicación de que presenten estos colores es que pueden presentar una estrategia de mimetismo social, es decir que los camarones se pigmenten similarmente a los animales que se encuentren en su entorno para poder obstaculizar la capacidad de los depredadores. Por otro lado en la investigación hecha con el camarón *Litopenaeus vannamei* se reportó que en cautiverio alcanza la máxima coloración a intensidades más altas de luz (Tume et al. 2009); aunque su mayor coloración la posee en condiciones silvestres que en cautiverio, básicamente porque la radiación en cautiverio es menor (2500 lx) a la intensidad de la luz natural (10,000 lx) (You 2006). También en organismos con interés ornamental, como los peces payaso señalan que consiguieron una óptima coloración en la piel a intensidades de luz de 20-50 lx (Yasir 2010), similares a las de la especie que se estudió en este trabajo. En algunos casos la variación de la intensidad lumínica puede afectar a ciertos organismos, como a los crustáceos estomatópodos que se modifica su comportamiento y la percepción de poder reflejar la coloración (Cheroske et al. 2003).

Mecanismos fisiológicos y morfológicos

La estrategia esperada para el cambio de color en la especie estudiada es fisiológica, por presentar una cutícula sin pigmentación; además que ha sido reportado para camarones carideos cambios de color en poco tiempo, estimulando la contracción y expansión de los cromatóforos (Bauer 2004a). Sin embargo en los resultados se muestra lo contrario rechazando la hipótesis alterna planteada, debido a que en los 3 días no hubo diferencias



significativas y por consiguiente el cambio en la coloración no es tan evidente en este tiempo (Figura 20, T3). El cambio de color se fue notando a los 3 días en algunos camarones, pero al término del experimento (día 15) es cuando la estadística demostró que existieron cambios en la coloración, el mecanismo fisiológico posiblemente no se pudo comprobar al poco tiempo dado que no todos los camarones cambian de color al mismo tiempo, debido a que existen diferencias en la misma población. Este tipo de situación se presenta en organismos marinos que se encuentran en su medio natural, teniendo una variación intraespecífica en el contenido de sus pigmentos (Tlusty 2005, Flores 2011), por ello las diferencias genéticas pueden impedir la biosíntesis y deposición del pigmento, así como el control de la dispersión y producción de los cromatóforos causando distintos fenotipos de color en los camarones (Yanar et al. 2004). De la misma forma para el estudio con el camarón *Penaeus monodon*, indica que no presentan cambios en un lapso corto, puesto que la prueba estadística también mostró que no existieron diferencias significativas en ese período; a pesar de esto, los cambios en su cuerpo de color rojo-naranja intenso fueron visibles en dichos individuos que permanecieron en tanques oscuros. Igualmente en estos camarones se documentó que a la hora cero en tanques blancos hay una pequeña densidad de cromatóforos pigmentados y cuando se trasladan a tanques negros en algunos casos a las 3 horas o hasta los 7 días se nota una dispersión del pigmento en todos los cromatóforos (Tume et al. 2009) siendo que en un tiempo más prolongado es cuando se puede comprobar el cambio de coloración. Hay organismos en donde sí se ha comprobado los mecanismos de coloración fisiológicos, como en individuos del género *Crangon*, estos cambian rápidamente cuando se pasan a los individuos de un ambiente claro a uno oscuro (Bauer 2004a). En el caso del misidáceo *Euphausia superba* el cambio de coloración fisiológico se da en un periodo de 5 a 7 minutos pasando de una completa transparencia a una total coloración; tal cambio lo atribuyen principalmente a que se protege de la potente radiación solar y secundariamente como estrategia de camuflaje (Auerswald et al. 2008). En lo que respecta a los camarones que tardan más tiempo en cambiar de color, utilizando principalmente el mecanismo morfológico, su pigmentación se queda impregnada en la cutícula como en el caso de otros organismos del género *Lysmata* (*L. debelius* y *L. amboinensis*) su dispersión del pigmento en las células es baja. Otras especies con cambios



de coloración morfológica son los carideos de la especie *Crangon crangon*, ya que sus cromosomas negros fueron aumentando en un 50% en un lapso de 3 semanas, mientras que los blancos decrecieron, debido a que los organismos permanecieron en un lugar oscuro (Bauer 2004a).

Cambios de coloración en las diferentes zonas anatómicas

La coloración en el cuerpo del camarón ornamental *Lysmata boggessi* es más notoria en algunas partes, como en los pedúnculos, somito abdominal y urópodos; en especies de su mismo género la coloración corporal es similar con algunas variantes, por ejemplo en *L. rathbunae* presenta una tonalidad brillante rojo carmín, la diferencia es que el patrón de coloración en los somitos del abdomen en esta especie son rayas laterales continuas, su pedúnculo también posee una línea dorsal roja; en *L. ankeri* también en su cefalotórax presenta bandas en forma de “u” y en los somitos abdominales tienen franjas estrechas longitudinales de color más intenso de los que presentaron mayor pigmentación. Otra especie muy similar a *L. boggessi* es *L. wurdemanni*, sin embargo las bandas y los patrones de color en algunas zonas varía; a lo largo de su cuerpo semi-transparente tienen bandas longitudinales y transversales rojas, los urópodos y telson también presentan bandas más anchas intensas (Rhyne 2006). En otras especies del mismo género pero completamente diferentes en tonalidad son *L. debelius* y *L.amboinesis*, éstas especies presentan una alta cantidad de pigmentación. En *L. boggessi* la zona que presentó mayor pigmentación fueron los pedúnculos como se muestra en la Figura 26 probablemente esto suceda porque es una zona pequeña y los cromatóforos se dispersan con mayor facilidad, dando como resultado un color homogéneo intenso; para esta zona aún no se ha reportado nada, solo lo del presente proyecto. Para comprobar la alta coloración en pedúnculos de manera más precisa podría hacerse con cortes histológicos, con una técnica especializada para observar de qué manera se dispersan o contraen los cromatóforos de los organismos en dichas zonas. Esto lo comprobó (Flores 2011) con camarones de agua dulce, determinando densidad de la célula, área de la célula y dimensión de la célula en función del promedio de cada cromatóforo;



reportando que en los camarones hay variaciones en todas las zonas del cuerpo tanto como en dispersión de los cromatóforos y pigmentación. En los somitos abdominales la tonalidad para *L. boggesi* fue más pálida, porque su dispersión de los pigmentos en los cromatóforos fue escasa en las franjas, siendo de manera irregular, principalmente para animales que permanecieron en los tanques con luz reflejada blanca; en comparación con los pedúnculos los cuales tuvieron una pigmentación uniforme y el color rojo fue más intenso. En una investigación con camarones decápodos (*L. vannamei*), se obtuvo que en los somitos abdominales se pudo percibir la expansión de los cromatóforos, igualmente notaron perfectamente los cambios de coloración en esta estructura, dando como resultado un color rojo vivo (Auerswald et al. 2008, Tume et al. 2009). En caso contrario para lo que reportó Tlusty (2005) en las langostas, donde el caparazón y los somitos fueron estructuras con una calidad baja de imagen debido a que presentaron una cantidad alta de luz que se reflectaba, además de que fueron partes altamente curvadas y por consiguiente resultó difícil analizar ambas zonas; aunque en el presente estudio esto no fue un problema, debido a que las fotos fueron estandarizadas y solamente se analizó una parte del somito abdominal, tampoco se reportó una coloración intensa. En otros trabajos han reportado que los urópodos son las regiones más recomendable para ver cambios de color (Tlusty 2005). Tal como el estudio hecho con langostas de la especie *Homanus americanus* donde los urópodos mostraron una mayor coloración, cabe mencionar que se consideraron por separado los exópodos y endópodos (Flores 2011) quizás por esto resultó factible el análisis. En el trabajo presente resultó de manera contraria de lo que han reportado otros autores, puesto que en ésta área anatómica al momento de analizarla no se pudo obtener resultados óptimos; pero en las otras dos zonas tales como los pedúnculos y somitos abdominales, se pudo observar y comprobar que existe un cambio de coloración. Finalmente la coloración corporal final de cada individuo es producto de la mezcla de una gama de colores, en este trabajo se analizó los colores RGB (Figura 20 y 26). En el estudio que realizó (Luzuriaga et al. 1997) con camarones, investigó los cambios de color con el mismo método notando que dependiendo del valor de cada color será el resultado de la pigmentación final de los organismos. En otros trabajos se ha investigado la coloración de los organismos por medio de la escala RGB (Hancz et al. 2003, Tlusty 2005, Flores 2011). En el primer trabajo para un grupo de



camarones mostraron diferencias en la intensidad del color, con la misma tonalidad pero con diferente croma; en el proyecto de las langostas hecho por Tlusty (2005) analizó por color los resultados notando que las diferencias por cada color dan en conjunto el resultado final; por ejemplo un rojo más oscuro aclara más rápido al color verde y se detecta mejor la variación en los colores finales y en el último trabajo se observó en los peces, que el valor del color rojo incrementaba de acuerdo al tipo de dieta proporcionada. En este proyecto se notó que el rojo es mayor en promedio que los verdes y azules, por tanto este color es el que fue determinando de manera importante la coloración final para los camarones en acuarios con fondos rojos. Otros factores sustanciales a considerar son la luminosidad y croma como lo hacen en los trabajos que se mencionaron, ya que también ocupan el modelo CIELab. Particularmente no se consideró a dichos factores que probablemente nos pudiesen dar una mejor explicación del cambio en los colores, pero cabe resaltar que en los casos donde se notan los cambios de color, el rojo es el que se acerca más al valor máximo de 255 que sería un rojo puro; contrastando con el verde y azul para obtener camarones con pigmentación roja intensa al manipularlos con diferente radiación reflectada, siendo éste el objetivo del trabajo.



CONCLUSIONES

Con luz reflejada diferente se puede manipular un cambio en la pigmentación de los camarones en la especie *Lysmata boggesi*, siendo la luz reflectada roja con la que se pudo obtener resultados óptimos en cambios de coloración.

Los cambios de coloración se perciben en un período de 3-15 días lo que conlleva hacer estudios donde se analice el período de muda.

Lysmata boggesi presenta un patrón de coloración semejante a lo de las especies del complejo *L. wurdemanni*, pero con los patrones de coloración descritos en el presente estudio permitirá en futuras investigaciones utilizar las bases para distinguir los patrones de distribución de los cromatóforos en diferentes zonas corporales de cada organismo por un método cuantitativo. Los pedúnculos, de acuerdo a lo obtenido en este trabajo, son las zonas donde se puede cuantificar mejor los cambios de coloración por el método fotográfico.



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Allen, J. J., L. M. Mäthger, K. C. Buresch, T. Fetchko, M. Gardner, and R. T. Hanlon. 2010. Night vision by cuttlefish enables changeable camouflage. *Journal of Experimental Biology* **213**:3953-3960.
- Anon. 1999. Diet induced colour changes in southern rock lobster. *Lob Release* **1**:8.
- Auerswald, L., U. Freier, A. Lopata, and B. Meyer. 2008. Physiological and morphological colour change in Antarctic krill, *Euphausia superba*: a field study in the Lazarev Sea. *Journal of Experimental Biology* **211**:3850-3858.
- Baldwin, J. J., Sönke. 2011. Effects of molting on the visual acuity of the blue crab, *Callinectes sapidus*. *The Journal of Experimental Biology* **214**:3055-3061.
- Bauer. 1981. Color patterns of the shrimp *Heptacarpus pictus* y *Heptacarpus paludicola* Holmes (Decapoda: Hippolytidae). *Marine Behaviour Physiology*. **6**:157-174.
- Bauer, R. 2004a. Remarkable Shrimps: Natural History and Adaptations of the Carideans.
- Bauer, R. T. 2004b. Remarkable Shrimps: Natural History and Adaptations of the Carideans.
- Bhandiwad, A. J., Sönke. 2011. The effects of salinity and temperature on the transparency of the grass shrimp *Palaemonetes pugio*. *Journal of Experimental Biology* **214**:709-716.
- Brusca, B. 2003. Invertebrates. Second edition. edition.
- Calado, R., J. Lin, A. L. Rhyne, R. Araújo, and L. Narciso. 2003. MARINE ORNAMENTAL DECAPODS—Popular, Pricey, And Poorly Studied. *Journal of Crustacean Biology* **23**:963-973.
- Carlson, S. 1935. The Color Changes in *Uca* Pugilator. *Proceedings of the National Academy of Sciences* **21**:549-551.
- Carvalho, L. N., J. Zuanon, and I. Sazima. 2006. The almost invisible league: crypsis and association between minute fishes and shrimps as a possible defence against visually hunting predators. *Neotropical Ichthyology* **4**:219-224.
- Castellanos, P. B. I. 2005. Ecology of predator-prey interactions. *in* O. U. P. Inc, editor., New York.
- Castro, H. 2007. *Biología Marina, España*.
- Cronin, J. 2001. Ontogeny of Vision in Marine Crustaceans. *American Zoologist* **41**:1098-1107.
- Cronin, R. F. T. W. 1986. Vertical migration cycles of crab larvae and their role in larval dispersal. *Bulletin of Marine Science* **39**:192-201.
- Chassard-Bouchard, C. 1965. L' adaptation chromatique chez les Natantia (Crustacés Décapodes). *Cahiers de Biologie Marine* **6**:469-576.
- Cheroske & Cronin, T. 2005. Variation in Stomatopod *(Gonodactylus smithii)* Color Signal Design Associated with Organismal Condition and Depth. *Brain, Behavior and Evolution* **66**:99-113.
- Cheroske, A. G., T. W. Cronin, and R. L. Caldwell. 2003. Adaptive color vision in *Pullosquilla litoralis* (Stomatopoda, Lysiosquilloidea) associated with spectral and intensity changes in light environment. *J Exp Biol* **206**:373-379.



- Chiao, C.-C., C. Chubb, K. C. Buresch, A. Barbosa, J. J. Allen, L. M. Mäthger, and R. T. Hanlon. 2010. Mottle camouflage patterns in cuttlefish: quantitative characterization and visual background stimuli that evoke them. *Journal of Experimental Biology* **213**:187-199.
- Chih-Hung, P. A. N., C. Yew-Hu, and C. Jin-Hua. 2001. Effects of light regime, algae in the water, and dietary astaxanthin on pigmentation, growth, and survival of black tiger prawn *Penaeus monodon* post-larvae. *Zoological studies* **40**:371-382.
- Detto, T. 2007. The fiddler crab *Uca mjoebergi* uses colour vision in mate choice. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* **274**:2785-2790.
- Detto, T., P. R. Y. Backwell, J. M. Hemmi, and J. Zeil. 2006. Visually mediated species and neighbour recognition in fiddler crabs (*Uca mjoebergi* and *Uca capricornis*). *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* **273**:1661-1666.
- Douglas, R. H., J. C. Partridge, and N. J. Marshall. 1998. The eyes of deep-sea fish I: Lens pigmentation, tapeta and visual pigments. *Progress in Retinal and Eye Research* **17**:597-636.
- Fingerman, M. 1965. Chromatophores. *Physiological Reviews* **45**:296-339.
- Flores, E. C., Yew-Hu. 2011. CHROMATOSOMES IN THREE PHENOTYPES OF NEOCARIDINA DENTICULATA KEMP, 1918: MORPHOLOGICAL AND CHROMATIC DIFFERENCES MEASURED NON-INVASIVELY. *Journal of Crustacean Biology* **0**:null.
- Frank, T. M. W., Edith A. 1996. UV light in the deep-sea: *In situ* measurements of downwelling irradiance in relation to the visual threshold sensitivity of UV-sensitive crustaceans. *Marine and Freshwater Behaviour and Physiology* **27**:189 - 197.
- Gaten, E. 2007. Apposition compound eyes of *Spongicoloides koehleri* (Crustacea: Spongicolidae) are derived by neoteny. *Journal of the Marine Biological Association of the UK* **87**:483-486.
- Gen. 2011. Young-Helmholtz three-colour theory. *Encyclopedia Britannica Online*.
- Giri, S. S., S. K. Sahoo, B. B. Sahu, A. K. Sahu, S. N. Mohanty, P. K. Mukhopadhyay, and S. Ayyappan. 2002. Larval survival and growth in *Wallago attu* (Bloch and Schneider): effects of light, photoperiod and feeding regimes. *Aquaculture* **213**:151-161.
- González. 1992. Tratamiento digital de imágenes. *in* A. Wesley, editor.
- Gouveia, G. R., T. M. Lopes, C. A. Neves, L. E. M. Nery, and G. S. Trindade. 2004. Ultraviolet Radiation Induces Dose-Dependent Pigment Dispersion in Crustacean Chromatophores. *Pigment Cell Research* **17**:545-548.
- Guo, B., F. Wang, S. Dong, and Q. Gao. 2011. The effect of rhythmic light color fluctuation on the molting and growth of *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture* **314**:210-214.
- Hacker, S. M., L. 1991. Why habitat architecture and color are important to shrimps living in pelagic sargassum: Use of camouflage and plant-part mimicry. *Marine Ecology Progress Series* **70**.
- Hancz, C., I. Magyary, T. MolnÁR, S. Sato, P. Horn, and N. Taniguchi. 2003. Evaluation of color intensity enhanced by paprika as feed additive in goldfish and koi carp using computer-assisted image analysis. *Fisheries Science* **69**:1158-1161.



- Hanlon, R. T., C.-C. Chiao, L. M. Mäthger, A. Barbosa, K. C. Buresch, and C. Chubb. 2009. Cephalopod dynamic camouflage: bridging the continuum between background matching and disruptive coloration. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences* **364**:429-437.
- Herring, P. 2002. *The biology of the deep ocean*. in O. U. Press, editor., New York.
- Hoff, F. 2001. Future of Marine Ornamental Fish Culture. Page 55 in E. varios, editor. In "2nd International Conference on Marine Ornamentals: Collection, Culture and Conservation".
- James, P. 1996. What colour would you like that lobster? *Seafood N. Z.* **4 (9)**:46-47.
- Jensen, J. 2005. Introductory Digital Image processing-A Remote Sensing Perspective. Chapter 5.
- Johnson, M. L., P. M. J. Shelton, and E. Gaten. 2000. Temporal resolution in the eyes of marine decapods from coastal and deep-sea habitats. *Marine Biology* **136**:243-248.
- Kalinowski, C. T., L. E. Robaina, H. Fernández-Palacios, D. Schuchardt, and M. S. Izquierdo. 2005. Effect of different carotenoid sources and their dietary levels on red porgy (*Pagrus pagrus*) growth and skin colour. *Aquaculture* **244**:223-231.
- Kuppeers, H. 1992. *Fundamentos de la Teoría de los Colores*.
- Loew, W. M., W. . 1990. The underwater visual environment. In *The Visual System of Fish*, London.
- Losey, G. S., T. W. Cronin, T. H. Goldsmith, D. Hyde, N. J. Marshall, and W. N. McFarland. 1999. The UV visual world of fishes: a review. *Journal of Fish Biology* **54**:921-943.
- Luzuriaga, D. A., M. O. Balaban, and S. Yeralan. 1997. Analysis of Visual Quality Attributes of White Shrimp by Machine Vision. *Journal of Food Science* **62**:113-118.
- Martinez-Val. 2006. *Fundamentos del color digital*.
- MCNamara, R. 2000. The Calcium Dependence of Pigment Translocation in Freshwater Shrimp Red Ovarian Chromatophores *The Biological Bulletin* **198**:357-366.
- Melville-Smith, R., Y. W. Cheng, and A. W. Thomson. 2003. Factors affecting colour change in []white' western rock lobsters, *Panulirus cygnus*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* **291**:111-129.
- Milograna, S. R., F. T. Bell, and J. C. McNamara. 2010. Signal transduction, plasma membrane calcium movements, and pigment translocation in freshwater shrimp chromatophores. *Journal of Experimental Zoology Part A: Ecological Genetics and Physiology* **313A**:605-617.
- Morin, C. 1991. Bioluminescent displays, courtship and reproduction in ostracodes. In: *Crustacean Sexual Biology* (Martin J, ed). New York.
- Nagabhushanam, R. 1969. Hormonal control of pigmentary effectors in crustaceans. *General and Comparative Endocrinology* **2**:468-476.
- Nègre-Sadargues, G., R. Castillo, and M. Segonzac. 2000. Carotenoid pigments and trophic behaviour of deep-sea shrimps (Crustacea, Decapoda, Alvinocarididae) from a hydrothermal area of the Mid-Atlantic Ridge. *Comparative Biochemistry and Physiology - Part A: Molecular & Integrative Physiology* **127**:293-300.



- Neil, D. 1982. Compensatory eye movements. In *The Biology of Crustacea*. Editor in Chief "The Biology of Crustacea" edition.
- Noel, P. C.-B., C. 1994. Chromatophores et pigmentation. In *Traité de Zoologie*, Tome VII, Crustacés. Fascicule I, Paris,.
- Parisenti, J., L. H. Beirão, M. Maraschin, J. L. Mourão, F. Do Nascimento Vieira, L. H. Bedin, and E. Rodrigues. 2011. Pigmentation and carotenoid content of shrimp fed with *Haematococcus pluvialis* and soy lecithin. *Aquaculture Nutrition* **17**:e530-e535.
- Pessani, D. T., T. 2006. Chromatic patterns of the hermit crab *Calcinus tubularis*; related to the occupied shell. Pages 107-112 in M. Thessalou-Legaki, editor. *Issues of Decapod Crustacean Biology*. Springer Netherlands.
- Porter, B. M., Phyllis R., Cronin Thomas W. . 2009. Molecular diversity of visual pigments in Stomatopoda (Crustacea). *Visual Neuroscience* **26**:255-265.
- Ramamurthi, S. R. 1999. Recent trends in Crustacean Endocrine research. *PINSA*, 65B:15-32.
- Rao, K. 1985. The Biology of Crustacea. "Pigmentary effectors. In: Bliss, D.E., Mantel, L.H. (Eds.), *Integuments, Pigments and Hormonal Processes*", New York.
- Rao, K. F. M. 1983. Regulation of Release and Mode of Action of Crustacean Chromatophorotropins. *American Zoologist* **23**:517-527.
- Rao, K. R. 2001a. Crustacean Pigmentary-Effector Hormones: Chemistry and Functions of RPCH, PDH, and Related Peptides. *American Zoologist* **41**:364-379.
- Rao, K. R. 2001b. Crustacean Pigmentary-Effector Hormones: Chemistry and Functions of RPCH, PDH, and Related Peptides1. *American Zoologist* **41**:364-379.
- Reyes, P. M. O. K. 2002. Efecto de la ablación unilateral del pedúnculo ocular en la maduración ovárica y en el ciclo de muda de *Cryphiops caementarius* (Molina, 1872) (Decapoda: Palaemonidae) en laboratorio. Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura.
- Rhyne, A., R. Rotjan, A. Bruckner, and M. Tlusty. 2009. Crawling to Collapse: Ecologically Unsound Ornamental Invertebrate Fisheries. *PLoS ONE* **4**:e8413.
- Rhyne, L. J. 2006. A western Atlantic peppermint shrimp complex: redescription of *Lysmata wurdemanni* (Gibbes), description of four new species, and remarks on *L. rathbunae* Chace (Crustacea: Decapoda: Hippolytidae). *Bull Mar Sci* **79**:165–204.
- Ribeiro, M. M., John Campbell. 2007. Calcium movements during pigment aggregation in freshwater shrimp chromatophores. *Pigment Cell Research* **20**:70-77.
- Shahidi, F. B., Joseph A. 1998. Carotenoid Pigments in Seafoods and Aquaculture. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* **38**:1 - 67.
- Stevenson, J. 1985. Dynamics of the integument. In *The Biology of Crustacea*. "Integument, Pigments and hormonal processes", New York.
- Stuart, T., D. L. Macmillan, and M. Thomas. 1996. The effect of background colour on the colour of developing juvenile rock lobsters, *Jasus edwardsii* (Crustacea:Decapoda). *Marine and Freshwater Behaviour and Physiology* **27**:269 - 273.
- Tlusty, M. 2005. Use of digital colour analysis to assess variation within individual adult American lobsters (*Homarus americanus*) and the process of addition of colour in



- white lobsters. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research* **39**:571-580.
- Tume, R. K., A. L. Sikes, S. Tabrett, and D. M. Smith. 2009. Effect of background colour on the distribution of astaxanthin in black tiger prawn (*Penaeus monodon*): Effective method for improvement of cooked colour. *Aquaculture* **296**:129-135.
- Verma, A. 2005. *Invertebrates: protozoa to echinodermata*. India.
- Wabnitz , T. M., Green E, Razak T 2003. 'From Ocean to Aquarium: The global trade in marine ornamental species.' UNEP-WCMC: Cambridge, UK.
- Wang, F., S. Dong, S. Dong, G. Huang, C. Zhu, and Y. Mu. 2004. The effect of light intensity on the growth of Chinese shrimp *Fenneropenaeus chinensis*. *Aquaculture* **234**:475-483.
- Warrant, E. 2004a. Vision in the dimmest habitats on Earth. *Journal of Comparative Physiology A: Neuroethology, Sensory, Neural, and Behavioral Physiology* **190**:765-789.
- Warrant, E. L., N. . 2004b. Vision in the deep sea. *Biological Reviews* **79**:671-712.
- Wicksten, M. K. 1983. *Oceanography Marine Biology, an Annual Review*.
- Williams, M. 1985. *Zoología: Invertebrados*. Barcelona.
- Withers, P. C. 1992. *Comparative animal physiology*.
- Yamada, S., Tanaka, Y., Sameshima, M., Ito, Y. 1990. Pigmentation of prawn (*Penaeus japonicus*) with carotenoids: I. Effect of dietary astaxanthine, h-carotene and canthaxanthine on pigmentation. *Aquaculture* **87**:323-330.
- Yanar, Y., M. Çelik, and M. Yanar. 2004. Seasonal changes in total carotenoid contents of wild marine shrimps (*Penaeus semisulcatus* and *Metapenaeus monoceros*) inhabiting the eastern Mediterranean. *Food Chemistry* **88**:267-269.
- Yang, W.-J., K. Aida, and H. Nagasawa. 1999. Characterization of Chromatophoretropic Neuropeptides from the Kuruma Prawn *Penaeus japonicus*. *General and Comparative Endocrinology* **114**:415-424.
- Yasir, I. Q., Jian G. 2010. Effect of Dietary Carotenoids on Skin Color and Pigments of False Clownfish, *Amphiprion ocellaris*, Cuvier. *Journal of the World Aquaculture Society* **41**:308-318.
- You, K., Yang, Hongsheng, Liu, Ying, Liu, Shilin, Zhou, Yi, Zhang, Tao. 2006. Effects of different light sources and illumination methods on growth and body color of shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture* **252**:557-565.
- Zeil, J. H., Martin. 2001. Signals from crabworld': cuticular reflections in a fiddler crab colony. *J Exp Biol* **204**:2561-2569.



ANEXOS

Anexo 1

Dieta

Tabla 4. Dieta proporcionada a los camarones durante el experimento.

ALIMENTACIÓN							
	LUNES	MARTES	MIÉRCOLES	JUEVES	VIERNES	SÁBADO	DOMINGO
MAÑANA	Gónada de mejillón	Brine shrimp Calamar	Gónada de mejillón Poliqueto	Mejillón Calamar	Gónada de mejillón Poliqueto	Pellet	Pellet
MEDIODÍA	Artemia congelada	Mini mysis Mejillón	Artemia congelada	Mysis Mejillón	Brine shrimp	Blood worm	Blood worm
TARDE	Gónada de mejillón	Brine shrimp Calamar	Gónada de mejillón Poliqueto	Mejillón Calamar	Gónada de mejillón Poliqueto	Pellet	Pellet

Del alimento dado se muestra el contenido nutricional

ALIMENTO CONGELADO

Brine shrimp, Mini mysis y Blood worm (Ocean Nutrition):

Contenido:

Brine Shrimp (*Artemia* sp.), Mysis (camarón mysis), Blood worm (gusanos de sangre) respectivamente. Los demás ingredientes lo contienen todos los productos. Agua, vitaminas: Ácido ascórbico, β -caroteno, biotina, hidroxocobalamina (fuente de vitamina B12), niacina, riboflavina, tiamina. HCL. Aminoácidos: metionina (DL-metionina), L-Lisina, taurina. Elementos traza de cloruro de calcio, yoduro de potasio, sulfato ferroso, sulfato de manganeso, carbonato de magnesio, sulfato de zinc.



CONTENIDO NUTRICIONAL

Brine shrimp:

Proteína cruda (min) 5.2%

Grasa cruda (min) 1.6%

Fibra cruda (max) 3.7%

Humedad (max) 88.3%

(Proteína como un porcentaje de materia seca, 44.4%)

Mini mysis:

Proteína cruda (min) 8.2%

Grasa cruda (min) 2.4%

Fibra cruda (max) 3.1%

Humedad (max) 84.4%

(Proteína como un porcentaje de materia seca, 52.56%)

Blood worm:

Proteína cruda (min) 8.3%

Grasa cruda (min) 1.2%

Fibra cruda (max) 3.9%

Humedad (max) 81.7%

(Proteína como un porcentaje de materia seca, 45.3%)



Anexo 2

Mediciones de luz

Tabla 5. Datos obtenidos con el espectroradiómetro de las mediciones de luz por cada acuario en los diferentes tratamientos, luz reflectada blanca (0) y luz reflectada roja (1). Donde se midió la luz incidente y la luz reflectada con corrector "coseno" para aumentar el ángulo de captura de la radiación y sin corrector.

Trat	Acuario	incid c/corr		incid s/corr		refle c/corr		refle s/corr	
		x max	y max	x max	y max	x max	y max	x max	y max
		long de onda nm	intensidad	long de onda nm	intensidad	long de onda nm	Intensidad	long de onda nm	intensidad
0	64	542.67	2613.21	542.08	3923.91	542.48	2562.01	542.08	3260.37
1	63	542.67	2809.81	542.08	4546.49	542.08	2074.59	542.67	2228.19
0	62	542.67	2746.33	542.08	4294.59	542.48	2820.05	542.08	3452.88
1	61	541.49	2549.72	542.08	4646.84	542.08	2263.01	542.67	2410.46
0	60	542.67	2742.23	542.08	4440	542.48	2576.34	542.08	3540.94
1	59	542.67	2725.85	542.08	4310.97	542.28	2127.84	542.67	2775
0	58	541.29	2537.43	542.08	4196.29	542.48	2486.23	542.08	3346.38
1	57	541.69	2578.39	542.08	4218.82	542.08	2185.18	542.67	2672.6
0	56	542.67	2668.5	542.08	4143.04	542.48	2609.11	542.08	3567.56
1	55	542.67	2600.92	542.28	3983.3	542.08	1996.77	542.67	2590.68



Tabla 6. Mediciones de luz con luxómetro en los 10 acuarios, tratamiento 0 (acuarios blancos) tratamiento 1 (acuarios rojos). Luz incidente, luz de arriba hacia abajo del acuario; luz reflectada de debajo de arriba del acuario.

tratamiento	acuario	luz incidente	luz reflectada
0	64	24	7
1	63	32	4
0	62	34	14
1	61	35	2
0	60	42	10
1	59	33	2
0	58	27	11
1	57	25	2
0	56	26	8
1	55	20	3



Anexo 3

Tamaño de los organismos

Tabla 7. Medición de talla de los 30 organismos

Trat	Acuario	Animal	Long (cm)
0	64	1	4.141
0	64	2	3.871
0	64	3	3.588
0	62	1	4.412
0	62	2	5.26
0	62	3	5.588
0	60	1	4.589
0	60	2	4.353
0	60	3	4.59
0	58	1	4.518
0	58	2	4.978
0	58	3	4.6
0	56	1	4.977
0	56	2	5.094
0	56	3	6.054
1	63	1	3.988
1	63	2	4.377
1	63	3	3.976
1	61	1	4.153
1	61	2	4.059
1	61	3	4.129
1	59	1	3.577
1	59	2	3.729
1	59	3	3.753
1	57	1	5.389
1	57	2	5.518
1	57	3	5.39
1	55	1	5.201
1	55	2	5.617
1	55	3	5.495



Anexo 4

Datos RGB

Tabla 1. Valores de pixeles por frecuencia de media, desviación estándar y moda en el color rojo en los tiempos cero, tres y quince (T0, T3 y T15) en las 3 zonas anatómicas seleccionadas pedúnculo (Ped), somito (So) y uropodo (Urop) en los dos tratamientos, blanco (0) y rojo (1).

Tratam	Animal	Acuario	T0			T0			T0		
			Rojo			Rojo			Rojo		
			Ped			Som			Urop		
			\bar{X}	DS	Moda	\bar{X}	DS	Moda	\bar{X}	DS	Moda
0	1	64	170.48	3.70	170	159.65	6.73	160	154.53	10.42	156
0	2	64	168.65	6.24	165	133.96	10	128	118.03	13.13	128
0	3	64	179.64	3.91	181	152.88	6.06	154	148.14	8.37	151
0	1	62	187.15	4.29	189	148.01	6.58	149	144.41	7.31	144
0	2	62	172.53	4.26	174	151.73	6.51	152	143.96	5.59	143
0	3	62	160.20	5.92	159	149.03	9.37	150	117.9	6.86	124
0	1	60	164.64	5.62	165	132.75	8.51	133	116.63	10.78	116
0	2	60	166.11	6.58	163	136.64	10.71	135	131.51	8.79	134
0	3	60	170.46	3.39	170	142.81	6.69	143	144.47	8.2	147
0	1	58	159.71	7	158	132	11.33	131	162.81	9.07	165
0	2	58	177.69	4.16	177	161.76	6.39	166	124.35	6.49	126
0	3	58	179.09	4.82	179	162.38	6.64	160	130.47	6.82	136
0	1	56	176.05	7.85	180	122.72	7.1	124	120.65	10.39	113
0	2	56	177.13	3.75	178	138.35	9.93	140	106.38	19.73	89
0	3	56	178.02	3.04	179	161.78	3.73	162	142.53	11.47	140
1	1	63	186.96	5.06	186	156.04	8.44	155	149.54	12.35	154
1	2	63	164.15	10.43	167	120.65	9.45	124	133.37	10.24	138
1	3	63	171.94	6.05	173	135.95	8.8	134	122.21	8.18	121
1	1	61	161.80	6.34	158	137.02	8.74	137	150.07	7.44	151
1	2	61	198.68	4.27	197	165.02	7.17	164	148.74	9.16	148
1	3	61	190.61	8.2	188	155.69	8.06	156	154.47	8.12	156
1	1	59	167.41	5.34	168	131.2	8.43	132	92.68	15.09	91
1	2	59	198.60	8.72	193	198.6	8.72	193	163	6.3	164
1	3	59	165.97	5.7	163	124.92	8.61	127	114.89	13.36	112
1	1	57	163.99	4.19	163	135.73	7.7	139	143.3	8.16	142
1	2	57	170.37	4.72	171	137.63	7.12	137	132.6	13.5	137
1	3	57	176.57	3.6	177	123.25	8.79	121	123.58	19.49	115
1	1	55	176.22	2.28	176	136.82	9.42	141	114.54	14.07	107
1	2	55	174.19	4.37	178	134.74	8.28	141	112.6	20.44	133
1	3	55	167.90	4.02	167	136.18	10.41	131	138.27	9.12	136



Tabla 2. Valores de pixeles por frecuencia de media, desviación estándar y moda en el color rojo en los tiempos cero, tres y quince (T0, T3 y T15) en las 3 zonas anatómicas seleccionadas pedúnculo (Ped), somito (So) y uropodo (Urop) en los dos tratamientos, blanco (0) y rojo (1).

Tratam	Animal	Acuario	T3			T3			T3		
			Rojo			Rojo			Rojo		
			Ped			Som			Urop		
			\bar{X}	DS	Moda	\bar{X}	DS	Moda	\bar{X}	DS	Moda
0	1	64	176.37	4.02	177	116.26	14.41	116	148.3	15.33	150
0	2	64	173.37	4.23	175	146.75	7.98	149	114.21	9.51	118
0	3	64	167.94	3.07	168	137.61	8	143	150.65	12.68	155
0	1	62	164.43	5.17	163	127.79	8.89	131	127.79	8.89	131
0	2	62	169.04	4.9	167	135.11	7.52	136	135.69	11.03	129
0	3	62	148.02	4.74	148	131.32	9.52	134	99.39	10.52	94
0	1	60	165.89	5.43	169	115.52	12.8	120	89.22	5.19	90
0	2	60	165.04	6.79	163	112.23	8.05	109	127.02	9.85	131
0	3	60	161.76	3.73	165	137.89	7.93	141	150.38	8.76	150
0	1	58	157.52	5.45	161	106.19	8.06	108	143.43	9.38	142
0	2	58	143.86	6	141	121.61	8.59	124	89.43	6.19	89
0	3	58	165.99	5.82	169	132.75	7.76	136	91.5	6.82	89
0	1	56	175.99	3.8	177	142.08	9.28	142	122.74	22.57	139
0	2	56	169.59	4.17	171	148.58	12.62	149	109.54	12.21	103
0	3	56	176.12	5.5	179	114.12	8.73	113	119.37	8.44	114
1	1	63	170.32	6.14	169	97.01	14.51	97	121.18	13.52	110
1	2	63	160.21	6.75	155	133.37	10.24	138	122.69	8.67	116
1	3	63	168.94	7.38	170	102.76	9.99	102	104.42	12.62	99
1	1	61	168.76	5.87	165	120.08	8.07	115	138.18	7.8	143
1	2	61	171.96	4.69	170	112.19	12.41	109	171.96	4.69	170
1	3	61	173.18	5.49	174	132.36	12.37	141	121.89	8.4	118
1	1	59	160.93	4.06	162	126.35	7.29	126	83.9	11.1	90
1	2	59	173.76	5.03	172	123.8	8.1	126	124.07	13.19	125
1	3	59	170.37	4.11	172	131.7	8.2	135	106.72	11.87	112
1	1	57	168.42	4.4	170	123.21	10.46	127	116.07	13.12	109
1	2	57	173.42	2.94	174	138.06	7.64	137	117.29	12.03	116
1	3	57	178.11	2.43	178	127.34	9.76	131	105.49	12.47	102
1	1	55	176.88	4.85	177	154.59	11.68	161	115.98	9.56	117
1	2	55	177.20	5.1	179	125.56	9.13	132	121.94	22.09	129
1	3	55	182.19	3.04	183	146.44	7.87	147	120.85	10.44	125



Tabla 3. Valores de pixeles por frecuencia de media, desviación estándar y moda en el color rojo en los tiempos cero, tres y quince (T0, T3 y T15) en las 3 zonas anatómicas seleccionadas pedúnculo (Ped), somito (So) y uropodo (Urop) en los dos tratamientos, blanco (0) y rojo (1).

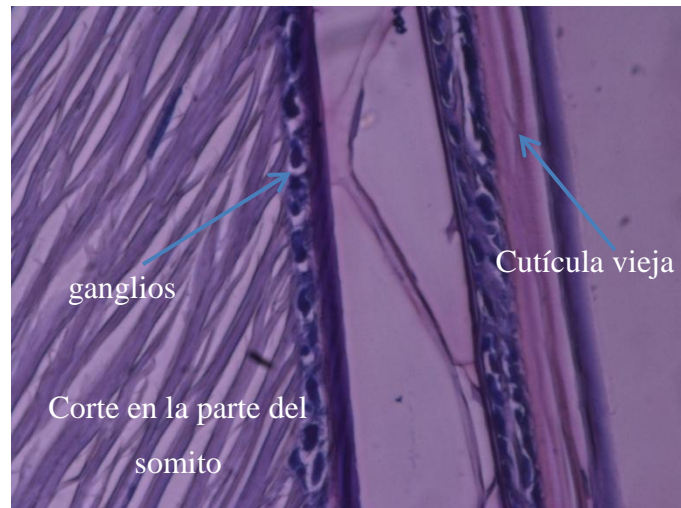
Tratam	Animal	Acuario	T15			T15			T15		
			Rojo			Rojo			Rojo		
			Ped			Som			Urop		
			\bar{X}	DS	Moda	\bar{X}	DS	Moda	\bar{X}	DS	Moda
0	1	64	152.13	4.4	154	93.72	7.89	91	101.08	10	108
0	2	64	166.54	6.75	170	142.76	15.23	150	83.06	8.22	79
0	3	64	*								
0	1	62	152.48	6.47	154	117.76	10.54	115	95.95	9.91	90
0	2	62	151.06	8.57	155	128.85	7.69	130	100.26	12.04	93
0	3	62	139.69	4.68	139	144.64	9.72	147	75.68	5.93	76
0	1	60	157.93	5.2	163	89.49	11.67	89	85.61	8.54	85
0	2	60	139.65	4.99	140	93.59	6.17	95	103.06	12.65	108
0	3	60	149.63	4.21	152	115.63	10.38	123	99.61	7.11	97
0	1	58	125.46	6.64	123	115.63	9.26	123	98.85	6.75	97
0	2	58	154.3	5.56	154	122	10.53	125	84.61	11.42	85
0	3	58	148.63	6.54	152	116.33	7.27	117	95.84	6.79	96
0	1	56	179.74	3.93	181	133.03	7.6	131	89.93	23.08	112
0	2	56	179.43	4.01	180	133.3	12.69	135	67.71	10.04	67
0	3	56	173.09	4.49	175	109.21	9.42	110	104.35	10.26	103
1	1	63	177.83	5.64	178	132.31	6	134	129.48	14.19	145
1	2	63	161.38	6.64	167	117.65	14.49	124	81.03	8.21	88
1	3	63	*								
1	1	61	168.76	7.5	174	98.72	8.54	102	97.24	9.62	88
1	2	61	152.48	6.47	154	147.91	14.28	146	94.27	7.49	97
1	3	61	163.81	6.64	160	106.89	13.13	109	101.11	7.78	105
1	1	59	137.64	6.07	141	112.8	11.91	116	54.07	10.36	46
1	2	59	157.01	8.86	159	102.81	9.68	108	84.95	6.88	87
1	3	59	166.53	6.71	168	90.6	7.6	88	64.2	6.8	59
1	1	57	172.11	10.76	180	132.62	8.81	133	103.6	5.79	105
1	2	57	150.03	14.31	160	132.67	7.03	130	80.43	7.7	80
1	3	57	160.09	11	168	117.32	7.36	116	122.51	13.08	122
1	1	55	175.88	7.87	179	125.21	8.67	123	89.81	8.6	82
1	2	55	159.73	8.41	166	120.99	8.08	125	103.47	11.09	117
1	3	55	145.75	20.85	157	134.46	10.58	133	92.71	7.04	88

*Los datos que faltan son de 2 organismos que se murieron en el transcurso del día 4 al 15

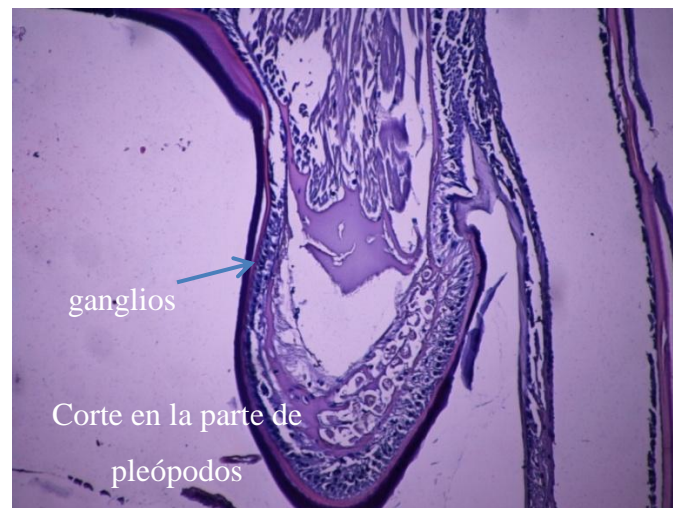


Anexo 5

Histología



a)



b)

Figuras 1 y 2. Cortes histológicos de las especies *L. boggesi* a) *L. debelius* b), mostrando las estructuras encontradas en los cortes, observadas a 10X y 40X en el microscopio óptico respectivamente.

