



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
POSGRADO EN CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA

DETERMINACIÓN DE VARIABLES BIOLÓGICAS, POBLACIONALES DE LOS
ANFÍPODOS MARINOS *Parhyale hawaiiensis* Y *Elasmopus pecteniscrus* PARA SU USO
COMO ALIMENTO EN ACUICULTURA

T E S I S

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

(BIOLOGÍA MARINA)

PRESENTA:

HUMBERTO IVAN LÓPEZ VÁZQUEZ

DIRECTOR DE TESIS. DR. FERNANDO NUNO MARQUES SIMOES DIAS

FACULTAD DE CIENCIAS (UNAM) UNIDAD ACADÉMICA SISAL

COMITÉ TUTOR: DRA. MARTHA GABRIELA GAXIOLA CORTÉS

FACULTAD DE CIENCIAS (UNAM) UNIDAD ACADÉMICA SISAL

DR. JESÚS TRINIDAD PONCE PALAFOX

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NAYARIT

DR. IGNACIO WINFIELD AGUILAR

FES SUPERIORES IZTACALA (UNAM)

DR. JOSÉ CRISTÓBAL ROMÁN REYES

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



DETERMINACIÓN DE VARIABLES BIOLÓGICAS, POBLACIONALES DE LOS ANFÍPODOS MARINOS *Parhyale hawaiensis* Y *Elasmopus pecteniscrus* PARA SU USO COMO ALIMENTO EN ACUICULTURA

T E S I S
PARA OPTAR POR EL GRADO ACADÉMICO DE
MAESTRO EN CIENCIAS
(BIOLOGÍA MARINA)

P R E S E N T A

HUMBERTO IVAN LÓPEZ VÁZQUEZ

DIRECTOR DE TESIS. DR. FERNANDO NUNO MARQUES SIMOES DIAS

FACULTAD DE CIENCIAS (UNAM) UNIDAD ACADÉMICA SISAL

COMITÉ TUTOR: DRA. MARTHA GABRIELA GAXIOLA CORTÉS

FACULTAD DE CIENCIAS (UNAM) UNIDAD ACADÉMICA SISAL

DR. JESÚS TRINIDAD PONCE PALAFOX

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NAYARIT

DR. IGNACIO WINFIELD AGUILAR

FES SUPERIORES IZTACALA (UNAM)

DR. JOSÉ CRISTÓBAL ROMÁN REYES

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA

SISAL, YUCATÁN. DICIEMBRE DE 2015

Contenido

1	Introducción.....	7
2	Antecedentes	8
2.1	Anfípodos: una visión general.....	8
2.1.1	Amphipoda.....	8
2.1.2	Morfología.....	9
2.1.3	Taxonomía.....	10
2.1.4	Ecología y alimentación	11
2.1.5	Reproducción	14
2.1.6	Alimento vivo.....	15
2.1.7	<i>Parhyale hawaiiensis</i>	17
2.1.8	<i>Elasmopus pecteniscrus</i>	20
3	Objetivos.....	22
3.1	General	22
3.2	Particulares.....	22
4	Materiales y Métodos.....	22
4.1	Colecta de anfípodos silvestres	22
4.2	Identificación de las especies.....	23
4.3	Relación longitud total-peso húmedo-peso seco-contenido energético	23
4.3.1	Distribución de longitudes totales	23
4.3.2	Biomasa húmeda y biomasa seca	24
4.3.3	Contenido energético.....	24
4.4	Proporción de sexos.....	26
4.5	Fecundidad.....	26
4.6	Longitud y tiempo de primera cópula de <i>P. hawaiiensis</i>	27
4.7	Canibalismo en <i>P. hawaiiensis</i>	27
4.8	Optimización de variables zootécnicas.....	28
4.8.1	Cultivo de <i>P. hawaiiensis</i> (Dana, 1853).....	28
4.8.2	Efecto de la proporción sexual sobre la fecundidad de <i>P. hawaiiensis</i> y <i>E. pecteniscrus</i>	30
4.8.3	Efecto del alimento sobre la fecundidad de <i>P. hawaiiensis</i>	30
4.8.4	Crecimiento de crías de <i>P. hawaiiensis</i> con diferentes alimentos.....	31

5	Resultados	32
5.1	Relación longitud total-peso húmedo-peso seco-contenido energético	32
5.1.1	Distribución de longitud total	32
5.1.2	Peso húmedo y peso seco	32
5.1.3	Análisis calórico.....	33
5.2	Proporción de sexos.....	34
5.3	Fecundidad.....	34
5.4	Longitud y tiempo de primera cópula de <i>P. hawaiiensis</i>	35
5.5	Canibalismo en <i>P. hawaiiensis</i>	37
5.6	Optimización de variables zootécnicas.....	38
5.6.1	Cultivo de <i>Parhyale hawaiiensis</i> (Dana, 1853).....	38
5.6.2	Efecto de la proporción sexual sobre la fecundidad de <i>Parhyale hawaiiensis</i> y <i>Elasmopus pecteniscrus</i>	38
5.6.3	Efecto del alimento sobre la fecundidad de <i>Parhyale hawaiiensis</i>	39
5.6.4	Crecimiento de crías con tres tipos de alimento <i>Parhyale hawaiiensis</i>	40
6	Discusión.....	41
6.1	Relación longitud-peso húmedo-peso seco-contenido energético	41
6.2	Longitud y tiempo de primera cópula	44
6.3	Fecundidad	46
6.4	Proporción sexual	48
6.5	Canibalismo	49
6.6	Optimización de variables zootécnicas.....	50
7	Conclusiones	62
8	Bibliografía	64
9	Anexos	74

Lista de Figuras

Figura 1.-Anfípodo del suborden Gammaridae en vista lateral mostrando la morfología externa. Tomado de (Ortíz 1994).....	10
Figura 2.Detalle morfológico de los grupos de gamáridos (A) los cuales presentan un cuerpo robusto,son bentónicos, marinos y dulceacuícolas, de hábitos gregarios y los caprélidos (B) con cuerpos alargados y finos con hábitos sedentarios, solamente se conocen especies marinas. Tomados de (Baeza-Rojano 2012).	11

Figura 3. Diversidad morfológica de anfípodos Gamáridos y Corophiidea Imágenes tomadas de (A)(Browne <i>et al.</i> 2005); (B-I) tomadas de (White y Reimer 2012); (J-X) tomadas de (Paz-Ríos <i>et al.</i> 2013).	14
Figura 4. Dimorfismo sexual de <i>Parhyale hawaiiensis</i> observamos un macho de mayor tamaño y con gnatópodos de mayor tamaño que la hembra. Tomado de Browne <i>et al.</i> (2005).	19
Figura 5. Precópula entre macho y hembra de <i>P. hawaiiensis</i> bajo condiciones de laboratorio (organismos colectados en la UMDI Sisal UNAM).	19
Figura 6. Hembra (arriba) y macho (abajo) de la especie <i>E. pecteniscrus</i> , fotografías tomadas en laboratorio durante el presente estudio.	20
Figura 7. Captura de pantalla del programa ToupView utilizado para medir el largo total de los anfípodos (línea punteada cubriendo la línea dorsal) desde la parte anterior del céfalon a la base del telson. Imágenes de los organismos cultivados durante el presente estudio, tomadas con una cámara microscópica digital OCS-UK2-5.2X marca OptixCam adaptada a un estereoscopio Nikon SMZ800.	25
Figura 8. Representación esquemática del sistema de recirculación para el cultivo de anfípodos de la especie <i>P. hawaiiensis</i> : 1) Reservorio de 400 L con bioesferas, calentador de agua y bomba sumergible de 3500 L h ⁻¹ ; 2) Reservorio de 100 L; 3) Recipientes cilíndricos de fibra de vidrio de 9.4 L para mantener 15 parejas de anfípodos, en total 15 recipientes. Las flechas azules representan el flujo de salida desde el reservorio principal. Las flechas negras representan la salida de agua desde el segundo reservorio hacia los recipientes cilíndricos. Las flechas color gris son la salida de agua desde los recipientes cilíndricos hacia el reservorio principal.	29
Figura 9. Histogramas de la distribución de largo total (mm) de machos y hembras de <i>P. hawaiiensis</i> (A) y <i>E. pecteniscrus</i> (B). La curva es el ajuste de la distribución normal. Arriba de la curva se muestra el promedio y desviación estándar de longitud total para cada especie.	32
Figura 10. Diferencia de longitud entre hembras y machos de <i>P. hawaiiensis</i> (A) y <i>E. Pecteniscrus</i> (B), el dimorfismo sexual es más marcado en <i>E. Pecteniscrus</i> y presenta mayor dispersión en la longitud de machos, <i>P. hawaiiensis</i> presenta una dispersión muy similar entre sexos con machos ligeramente más grandes. Observamos dos casos extremos, uno en los machos de <i>P. hawaiiensis</i> registrando una longitud menor a las hembras y en <i>E. Pecteniscrus</i> el caso extremo en hembras registro una longitud inferior a los 5 mm. Cada boxplot tiene los siguientes 4 elementos: 1) media (línea oscura dentro de la caja); 2) Percentiles 25 y 75 (caja rectangular); valores máximos y mínimos (líneas fuera de las cajas); 4) valores extremos (círculo pequeño).	33
Figura 11. Relación lineal entre los logaritmos naturales de la longitud total en mm y peso húmedo de machos y hembras de <i>P. hawaiiensis</i> (A) y <i>E. pecteniscrus</i> (B).	34
Figura 12. Regresión lineal entre los valores de peso húmedo y peso seco de <i>P. hawaiiensis</i> (A) y <i>E. pecteniscrus</i> (B). El término PH dentro de la ecuación se refiere al Peso Húmedo de los anfípodos.	34
Figura 13(A) Relación entre fecundidad y longitud total de hembras de <i>P. hawaiiensis</i> silvestres, se encontraron hembras ovadas con longitudes por arriba de 6 mm. En B se observa la relación entre la longitud total (mm) y número de embriones de hembras de <i>E. pecteniscrus</i> , la gráfica C es la relación entre longitud total y número de crías las cuales se encontraron completamente desarrollados dentro del marsupio, el número de estos fue menor al número de embriones. Se observa que las hembras comienzan a ser fértiles a una longitud de 4.5 mm.	35
Figura 14. . A Distribución de frecuencias de días de la primera cópula de machos y hembras de <i>P. hawaiiensis</i> . La media de días fue de 50.9 ± 5.8 días. En B observamos el histograma de longitudes de primera cópula de hembras de <i>P. hawaiiensis</i> cultivadas en condiciones controladas las cuales	

comienzan a reproducirse a partir de 5.5 mm lo que concuerda con las longitudes encontradas en organismos silvestres.	36
Figura 15 Dimorfismo sexual sobre la longitud total durante la primera cópula de individuos de <i>P. hawaiiensis</i> cultivados en condiciones controladas. Cada boxplot contiene los siguientes 4 elementos: 1) media (línea oscura dentro de la caja); 2) Percentiles 25 y 75 (caja rectangular); valores máximos y mínimos (líneas fuera de las cajas); 4) valores extremos (pequeño círculo).....	37
Figura 16 Comparación entre los tratamientos con diferentes proporciones sexuales 2 hembras: 8 machos (2H: 8M), 5 hembras: 5 machos (5H: 5M) y 8 hembras: 2 machos (8H: 2M) de las dos especies <i>P. hawaiiensis</i> (A) y <i>E. pecteniscrus</i> (B), se observa en A que el tratamiento con mayor fecundidad fue el de 8H: 2M, el tratamiento con 5H: 5M presentó una distribución mayor en el número de crías producidas, hay diferencia significativa entre 2H: 8M y 8H: 2M $F=17.08$ $P(>F) 0.0008622$. En el boxplot B se observa que la fecundidad fue muy pobre entre 0 y 5 crías para los 3 tratamientos.	39
Figura 17 Efecto de la fecundidad por diferentes alimentos, no se observaron diferencias significativas ANOVA $P(>F) 0.5572$ entre los tres tratamientos (Izquierda). El alimento para camarón de la marca Malta obtuvo una media de producción de 176.8 ± 32 crías presentando un valor extremo inferior, con el alimento experimental a base de harina vegetal adicionado con fitasa se obtuvo una mayor distribución en el número de crías producidas, obteniendo valores inferiores a 100 crías, con el alimento de pez tropical se obtuvieron los mayores valores de fecundidad (En la gráfica B el eje Y es dos órdenes de magnitud mayor que el eje de la gráfica A). En la gráfica B se observa la similitud del crecimiento e crías de anfípodos <i>P. hawaiiensis</i> con las tres dietas, no existe diferencia en las medias ANOVA $P(>F) 0.1396$, el crecimiento obtenido fue 0.37 ± 0.013 mm/día.	40

Lista de tablas

Tabla 1. Variedad de organismos utilizados como presas de caballito de mar cultivados en condiciones de laboratorio. Se observa que la alimentación de esta especie como muchas otras de importancia comercial se basan principalmente en <i>Artemia</i> que no es una presa natural, copépodos y en menor medida anfípodos, a pesar de que son parte indispensable de la dieta de los caballitos de mar silvestres.....	21
Tabla 2. Trabajos enfocados al estudio de Caprélidos y Gamáridos en diferentes temas como;biología, crecimiento y reproducción en cautiverio, estudios toxicológicos, análisis nutricional, uso como presas en acuicultura. Se describe también las condiciones de cultivo utilizadas.	57
Tabla 3 Listado de especies de anfípodos presentes en el Golfo de México.....	74

1 Introducción

Contar con un alimento apropiado y económico es uno de los factores más importantes para lograr una acuicultura exitosa. La producción de altas densidades de un alimento vivo con características nutricionales adecuadas tiene un mayor impacto sobre los cultivos de larvas de invertebrados y larvas y juveniles de peces (Lim *et al.* 2003; Conceição *et al.* 2010). La larvicultura, en particular las primeras etapas de alimentación, son las más complejas y el principal obstáculo para llegar al nivel industrial en el cultivo de peces y crustáceos (Dhert *et al.* 2001).

De los invertebrados más importantes usados para alimentar larvas de cultivo están los rotíferos (Dhert *et al.* 2001), copépodos (Rajkumar y Kumaraguru vasagam 2006) y la *Artemia* sp. (Sorgeloos y Persoone 1975; Lavens y Sorgeloos 1996; Conceição *et al.* 2010). La *Artemia* sp. es fácil de producir a gran escala pero tiene un bajo contenido nutrimental y es la causa de una mala supervivencia de los juveniles (Conceição *et al.* 2010). Por esta razón es necesario el enriquecimiento de la *Artemia* con preparaciones comerciales altas en HUFA's que la hacen más apropiadas para alimentar juveniles de peces (Lavens y Sorgeloos 1996; Sargent *et al.* 1997; Wong y Benzie 2003). Se necesita investigar y probar dietas alternativas a la *Artemia* para aumentar la variedad de alimento vivo actual, que muchas veces no son los adecuados (Woods 2003b).

Se han estudiado varias especies de anfípodos en condiciones de laboratorio para conocer la historia de vida y biología de especies de caprélidos (Takeuchi y Hirano 1991) y gamáridos (Othman y Pascoe 2001), para ser usadas como indicadores en análisis ambientales. El uso como alimento vivo para acuicultura fue sugerido por Woods (2009), y se ha confirmado como alimento exitoso de cefalópodos (Baeza-Rojano *et al.* 2013b) y se han descrito contenidos nutricionales (Baeza-Rojano *et al.* 2014).

En este sentido, la presente investigación pretende actualizar algunos aspectos de la biología poblacional, reproductiva y alimentaria de dos especies de anfípodos, *Parhyale hawaiiensis* (Dana, 1853) y *Elasmopus pecteniscrus* (Bate, 1862) en condiciones de laboratorio, para utilizarlos como alimento adecuado para acuicultura a escala de laboratorio o industrial.

2 Antecedentes

2.1 Anfípodos: una visión general

2.1.1 Amphipoda

Los anfípodos son crustáceos pertenecientes al orden Isopoda (juntos en el superorden Peracarida), que se han adaptado, como resultado de la evolución, a las condiciones ambientales de un gran número de hábitats y ecosistemas, la mayoría marinos, pero también dulceacuícolas, terrestres y subterráneos. Por su abundancia y diversidad en agua salada han sido llamados los “insectos del mar”. Sin embargo cerca de 1800 especies de anfípodos habitan el agua dulce y algunos han colonizado la tierra donde son comunes a lo largo de playas (son llamados “moscas o grillos de playa”). Cerca de la mitad de anfípodos de agua dulce pertenecen a la familia Gammaridae. Se encuentran en una gran variedad de hábitats desde materia en descomposición en bosques de montaña, hasta los fondos marinos y realizan funciones importantes en las comunidades en que viven. Muchas especies son herbívoras o detritívoras, otras son filtradoras, predadoras o carroñeras. Algunas especies se encuentran enterradas en fango o arena y pertenecen a la infauna, otras especies son epibénticas presentándose en la superficie de los sedimentos y sustratos, algunas construyen tubos y son especies planctónicas llevando su ciclo de vida en toda la columna de agua. También muchas especies son de vida libre, otras son comensales o parásitas de otros invertebrados. Los anfípodos también forman un componente importante en la dieta de muchas especies de peces (Foster *et al.* 2009; Glazier 2014). El mayor número de registros proviene de los ambientes someros, como los ecosistemas deltaicos, los sistemas lagunar-estuarinos, la plataforma continental y los arrecifes de coral, donde los anfípodos constituyen uno de los grupos más diverso, numeroso y dominante de la macrofauna. Uno de los ambientes menos estudiado y que ha sido ocupado exitosamente es el mar profundo donde integran parte de las asociaciones bentónicas, meso y abisopelágicas. La mayoría de los gamáridos son bentónicos pero hay algunas especies planctónicas, con quizá 20% de especies demersales y pelágicas (Barnard y Karaman 1991). Los anfípodos bentónicos en aguas marinas someras (<200 metros de profundidad) y ecosistemas lagunares-estuarinos

del Atlántico Occidental Tropical constituyen un grupo de crustáceos bien documentados en cuanto a biodiversidad y hábitat se refiere. Su distribución incluye las Bermudas, la Florida, el Golfo de México y el Mar Caribe (Winfield *et al.* 2007). Además tienen un papel importante en la estructura de las comunidades bentónicas y son un alimento importante para otros animales y peces de importancia comercial (Navarro-Barranco *et al.* 2013).

2.1.2 Morfología

El orden Amphipoda incluye una variedad amplia de formas y tamaños con modificaciones en el tipo y el número de apéndices y microestructuras. En la Figura 3 se pueden observar la morfología de algunas especies de gamáridos. Sin embargo, la descripción corporal básica puede ser ejemplificada con base en un anfípodo gamárido la cual se puede observar en la Figura 1. Carecen de un caparazón y su cuerpo, en general comprimido lateralmente, algunas especies presentan forma subcilíndrica, la mayoría tienen un marcado eje corporal convexo, en la Figura 3 se puede observar algunos representantes de especies de gamáridos donde son claras las características morfológicas ya mencionadas. La longitud del cuerpo de adultos es usualmente de 4 a 20 mm para especies de agua dulce, pero existen algunos casos extremos que van de los 2 a 90 mm, esto ocurre con las especies del Lago Baikal. El nombre anfípodo hace referencia al distintivo tipo de “patas” (-podos) que tienen en las dos partes finales (anfi-) del cuerpo, los apéndices de la parte anterior muestran una dirección hacia el frente y los apéndices de la parte posterior se dirigen hacia la parte trasera. El cuerpo se divide en tres tagmata principales: la cabeza (cefalotórax), el tórax y el abdomen. El pereión incluye siete segmentos y el pleón seis. De los segmentos del pleón los tres anteriores constituyen el pleosoma y los tres posteriores el urosoma. Esta subdivisión del pleón refleja la marcada separación estructural y funcional de los apéndices. La cabeza incluye cinco segmentos con la fusión del primer pereionite. Tiene seis pares de apéndices: las antenas 1 y 2, la primera a menudo con un corto flagelo accesorio además del flagelo principal, las mandíbulas, las maxilas 1 y 2 y los maxilípedos. Los últimos cuatro apéndices, junto con el labio superior e inferior constituyen las partes bucales pareadas. Cada segmento del pereión, del pleón y del urosoma posee un par de apéndices denominados respectivamente pereiópodos, pleópodos y urópodos. Los dos pares de pereiópodos anteriores se denominan gnatópodos. El extremo posterior del cuerpo incluye

una estructura pequeña en forma de aleta denominada telson unida al margen posterodorsal del pleonite seis. El artejo coxal de cada pereiópodo está modificado para formar una placa ancha y plana, denominada placa coxal o coxa, unida rígidamente a la parte lateral del cuerpo. Las expansiones similares que se encuentran en la parte lateral de los segmentos del pleosoma se denominan placas epimerales o epímeros, y se derivan de los segmentos del cuerpo y no de segmentos proximales de los apéndices. Estructuras adicionales se desarrollan en la base interna de ciertos pereiópodos, como las branquias y los osteguitos. Estos últimos constituyen el marsupio o bolsa incubadora en las hembras dispuesto de forma ventral, el desarrollo dura entre 1 a más de 20 semanas, dependiendo de la especie y temperatura del agua, cuando los juveniles son liberados ya están desarrollados completamente. Son únicos al tener tres pares de urópodos los cuales son usados para impulsarse en especies acuáticas y para saltar en especies semiterrestres y terrestres. Presentan tres pares de pleópodos. Los anfípodos tienen la forma de un camarón, de ahí se deriva su otro nombre común “camarones de agua dulce” pero a diferencia de estos no tienen caparazón. Sus ojos compuestos son sésiles y su cuerpo está articulado y flexible a lo largo del cuerpo. Los anfípodos usualmente presentan dimorfismo sexual, los machos son más grandes que las hembras. (Winfield y Ortiz 2003; Phillips 2006; Foster *et al.* 2009; Glazier 2014).

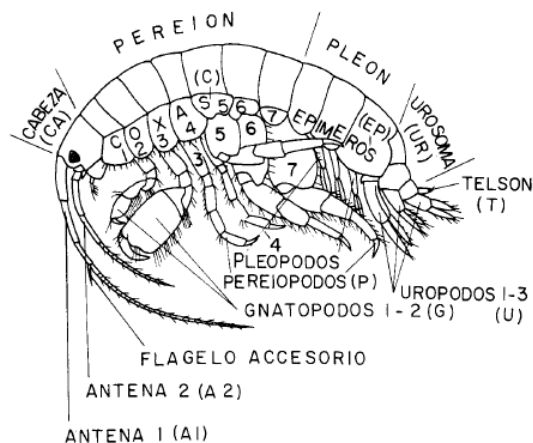


Figura 1.-Anfípodo del suborden Gammaridae en vista lateral mostrando la morfología externa. Tomado de (Ortiz 1994)

2.1.3 Taxonomía

Dentro de los crustáceos el superorden Peracarida comprende un grupo diverso de órdenes de los cuales los que tienen más especies dentro del superorden son Amphipoda, Isopoda,

Tanaidacea y Cumacea (Barnard y Karaman 1991). Los anfípodos son un grupo muy diverso, representaban hasta el año 2009, el tercer grupo de crustáceos (después de los decápodos e isópodos) más diverso y abundante, con una riqueza biológica estimada aproximadamente de 9,622 especies. Hay tres subórdenes mayores, Caprelliidea con 435 (4.2%), Hyperiidea con 226 (2.4%) y Gammaridea con 8896 especies (equivalente al 93%) y el más pequeño suborden Ingolfiellidea con 43 (0.4%). en México, los anfípodos representan el 10.1% de los crustáceos a nivel mundial con 950 especies; de las cuales, el 96% corresponden a especies marinas (Gammaridea 66.6%, Hyperiidea 29.1% y Caprelliidea 4.2%), el 4% de especies terrestres-agua, dulce-estígofauna, y menos del 1% para anfípodos invasores (Winfield *et al.* 2011). Una revisión de (Myers y Lowry 2003) propone niveles alternativos de clasificación en el orden Amphipoda. De acuerdo con la nueva clasificación, todavía hay cuatro subórdenes de anfípodos, pero la composición de dos subórdenes cambió. Los subórdenes Hyperiidea y Ingolfiellidea no cambiaron, sin embargo algunas familias fueron removidas de los subórdenes Gammaridea y con miembros del suborden Caprelliidea, colocados en el suborden Coroppiidea, los subórdenes Gammaridea y Caprelliidea tienen mayor abundancia y número total de especies, en la Figura 2 se muestran representantes a estos subórdenes (Guerra-García *et al.* 2002; Winfield y Ortiz 2003)

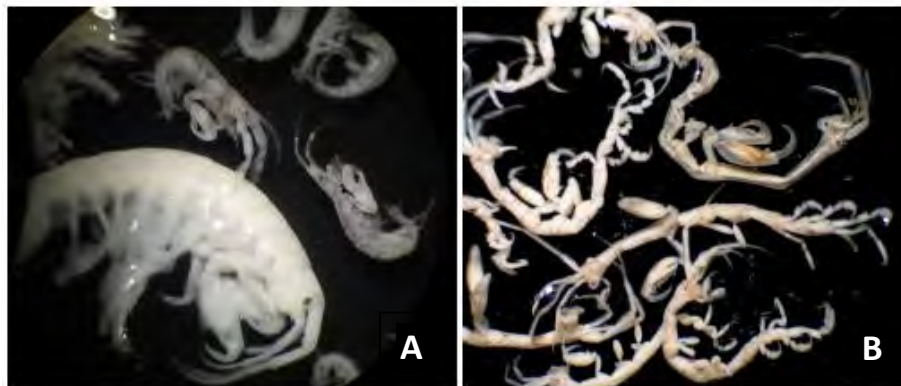


Figura 2.Detalle morfológico de los grupos de gamáridos (A) los cuales presentan un cuerpo robusto, son bentónicos, marinos y dulceacuícolas, de hábitos gregarios y los caprelídeos (B) con cuerpos alargados y finos con hábitos sedentarios, solamente se conocen especies marinas. Tomados de (Baeza-Rojano 2012).

2.1.4 Ecología y alimentación

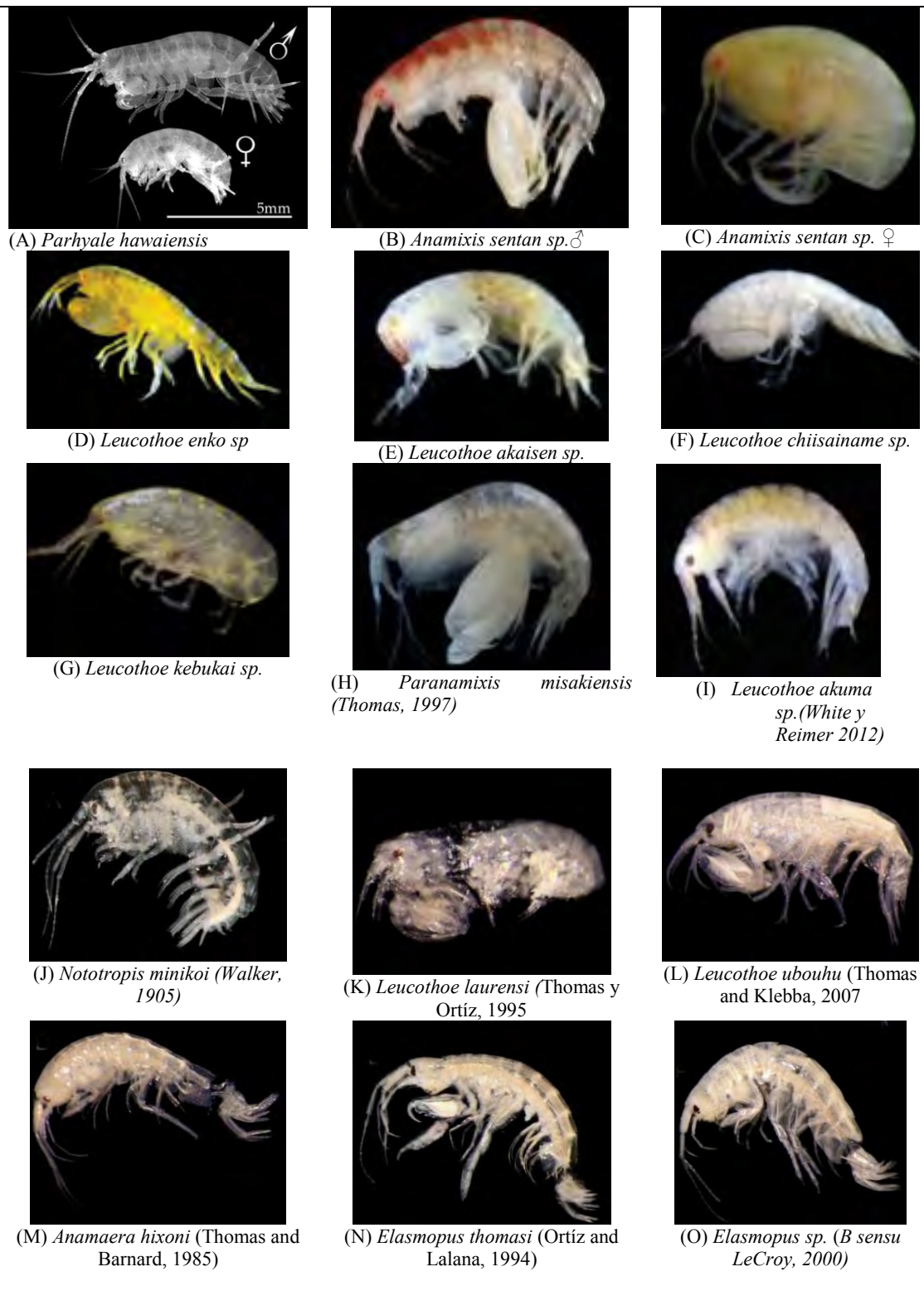
El aumento de la complejidad estructural del hábitat mejora la disponibilidad de microhábitats y nichos tróficos que a su vez, afecta a la interacción y diversidad de especies

(Huston 1979). Los ecosistemas estuarinos se caracterizan por una gran heterogeneidad ambiental que es el resultado de la distribución espacial de los pastos marinos, macroalgas, sustratos de fondos blandos y sustratos duros y restos de madera pequeña; por lo general, los decápodos y crustáceos peracáridos son abundantes en los estuarios. Se han reportado altas densidades de anfípodos en lugares con mayor biomasa de pastos marinos (Oliva-Rivera 2003), resultados similares también fueron observados por (Lourido *et al.* 2008) en las costas de España, donde los anfípodos fueron dominantes en número de especies y seguido de isópodos y cumáceos. En las estaciones de muestreo existía una gran variedad de hábitats y estaba colonizado por un gran número de algas, aumentando los microhábitats, estabilizando el sedimento, además la disponibilidad de alimento es mayor que en sedimentos sin presencia de estas y dan protección contra los depredadores. Otros estudios experimentales revelan que la riqueza de especies y abundancia total de anfípodos aumenta con el aumento en el contenido de detrito (Vázquez-Luis *et al.* 2013).

Se ha reportado que algunos gamáridos exceden abundancias en sistemas marinos alcanzando densidades de 3 gamáridos/cm² en la materia en descomposición. A pesar de que son extremadamente abundantes, es un grupo difícil de identificar debido a su reducido tamaño y morfología (Phillips 2006). Los gamáridos llenan un interesante nicho ecológico dentro de cualquier ecosistema. Pueden mostrar grandes densidades poblacionales, así como alta diversidad de especies en una sola área. Pueden ser cavadores, suspensívoros o predadores. Muchas especies construyen y viven en tubos hechos de varios sustratos que son cementados junto a las secreciones de glándulas del cuarto y quinto pereiópodo. Además pueden vivir en comensalismo con otros invertebrados o ser parásitos de otros invertebrados (Barnard y Karaman 1991).

La mayoría de los anfípodos de agua dulce son carroñeros, omnívoros oportunistas. Los gamáridos se alimentan de detrito, biopelículas de algas, microorganismos, hongos y materia animal viva o muerta. Algunos anfípodos son caníbales especialmente sobre los juveniles. La depredación entre especies también ocurre con frecuencia (Glazier 2014). Las especies de caprélidos parecen ser oportunistas capaces de usar una gran variedad de estrategias de alimentación: filtradores, depredadores, carroñeros, cleptoparasitismo,

raspadores, pastoreo (Woods 2009). Un estudio sobre 62 especies de 31 géneros de caprélidos mostró que se alimentan principalmente de detrito (García y Figueroa 2009)



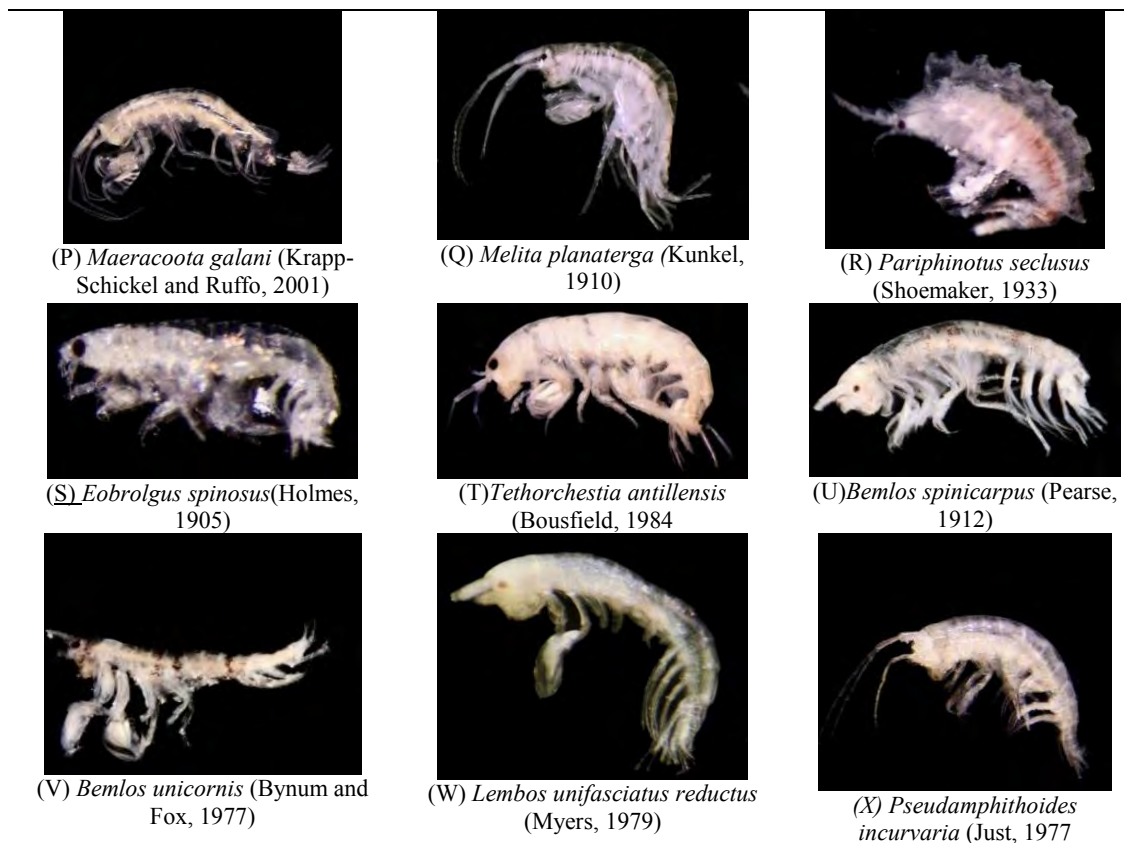


Figura 3. Diversidad morfológica de anfípodos Gamáridos y Corophiidea Imágenes tomadas de (A)(Browne *et al.* 2005); (B-I) tomadas de (White y Reimer 2012); (J-X) tomadas de (Paz-Ríos *et al.* 2013).

seguido de microalgas, dinoflagelados, hidroides, esponjas, poliquetos y crustáceos (copépodos y anfípodos).

2.1.5 Reproducción

La reproducción se obtiene mediante fertilización directa y el apareamiento varía en comportamientos. Típicamente, los machos localizan a hembras fértiles, usando sus antenas para detectar feromonas de la hembra. El macho entonces monta o carga a la hembra por varios días. La hembra al mudar puede copular con el macho. La fertilización ocurre en el marsupio donde los huevos son incubados y ventilados por acción de los pleópodos. Los anfípodos tienen desarrollo directo y en promedio pueden llegar a tener veinte mudas en un año (Barnard y Karaman 1991). Los gnatópodos o gamópodos usualmente son prensiles, es raro que en el gnatópodo 1 se presente el dimorfismo sexual, pero el macho presenta un segundo gnatópodo más grande. En algunos grupos de gamáridos un gnatópodo 2 es usado principalmente para agarrar a la hembra durante el amplexo copulatorio. El macho monta el lado dorsal de la hembra, proyecta los gnatópodos alrededor del cuerpo de la hembra y la

engancha de la quinta coxa. La pareja de animales entonces nada o descansa hasta que la hembra muda (posiblemente no más de tres días después del amplexo), momento en el cual el macho emite los espermátóforos (sacos de espermatozoides) que pasa del lado ventral de su séptimo segmento del pereón al saco incubadora formado por el marsupio de la hembra. La ecdisis (muda) de la hembra se lleva a cabo durante este período de tiempo e inmediatamente después pone huevos a través de dos poros genitales en la esternito del quinto segmento torácico. Los poros normalmente son pequeños y fuertemente quitinizados y los huevos no se pueden colocar hasta que se produce la muda y las aberturas de los poros se vuelven suaves y flexibles.

2.1.6 Alimento vivo

Los organismos a cultivar en condiciones de laboratorio deben reunir algunas características como una amplia distribución, un ciclo de vida corto, un alto potencial reproductivo. Se ha encontrado que el ciclo de vida en condiciones de laboratorio del anfípodo *Amphitoe valida* es de 5 a 6 semanas, reportando hasta 170 embriones por hembra. El desarrollo de los huevos dura 5 días a una temperatura de 24°C. Este anfípodo se ha reportado en las costas del Golfo de México (Yuh Lee 1977). El éxito en la producción de larvas, post-larvas y alevines de peces, para su posterior siembra y engorde depende de la disponibilidad del suministro de alimento vivo adecuado y es un importante problema que enfrentan los acuicultores (Sun y Fleeger 1995; Lim *et al.* 2003). El rotífero *Brachionus plicatilis* y el crustáceo braquiópodo *Artemia* han sido comúnmente utilizados como presas durante los períodos críticos del ciclo de vida pero no siempre promueven un buen crecimiento por problemas asociados con el inapropiado tamaño y la deficiencia nutrimental natural de los ácidos grasos insaturados (HUFA por sus siglas en inglés) *n*-3 que son esenciales en la dieta de los peces marinos (Sargent *et al.* 1999) , por lo que se necesitan fuentes alternativas de alimento para superar estos problemas (Sun y Fleeger 1995).

La *Artemia* y los rotíferos son los cultivos auxiliares más usados en la actualidad para la acuicultura de larvas de peces y moluscos (Lavens y Sorgeloos 1996; Woods 2009; Baeza-Rojano 2012). El tamaño de los rotíferos oscila entre 40 µm y 3 mm de longitud, pero muchos están entre 100 y 500 µm (Hickman *et al.* 1998). Se estima que la demanda

mundial de quistes de *Artemia* supera las 2000 toneladas por año para la incubación de nauplios de 0.4 mm de longitud; de las cuales el 85% son empleadas tan solo en el desarrollo larvario de peneidos marinos y macruros continentales, 10% en la piscicultura y el restante 5% en acuarofilia (Ronsón-Paulín *et al.* 2003). Tras una incubación de 24 horas en agua de mar estos quistes liberan nauplios que pueden ser usados como alimento vivo. Los metanauplios llegan a medir entre 2 y 3 mm de longitud. Un adulto de *Artemia* mide entre 1 y 1.2 cm de longitud (Lavens y Sorgeloos 1996). Sin embargo, por su escaso valor nutricional es necesario enriquecerlos con soluciones ricas en ácidos grasos polinsaturados y aminoácidos. Por este motivo se están realizando pruebas con otras especies de crustáceos tales como los copépodos o los misidáceos y muy recientemente con anfípodos (Baeza-Rojano 2012). Desde el punto de vista de la acuicultura, se ha comprobado que son una fuente de alimento indispensable para otros animales y peces de gran importancia comercial (Woods 2009).

Recientemente, el interés en el cultivo y reproducción de peces ha crecido en muchos países para reducir la presión sobre las poblaciones silvestres (Koldewey y Martin-Smith 2010). De los organismos marinos que han tenido más dificultades para su cultivo son los caballitos de mar, su cultivo se dificulta principalmente por el alimento suministrado el cuál no es el adecuado en las primeras etapas de vida. El estudio de la alimentación es un tema importante y se han reportado estudios sobre alimentos enriquecidos, alimento vivo no enriquecido, alimentos congelados y alimentos artificiales (Job *et al.* 2002), por ejemplo como observamos en la Tabla 2 al ser los caballitos de mar principalmente carnívoros visuales, su cultivo se ha basado tradicionalmente y en gran medida con el cultivo de alimento vivo como la *Artemia*, aunque también en menor medida se han probado copépodos, rotíferos, camarones misidáceos y recientemente anfípodos para alimentar a los caballitos de mar en cautiverio, además de recolección de alimento silvestre (Lockyear *et al.* 1997; Payne y Rippingale 2000; Woods 2003a; Murugan *et al.* 2009). Se ha demostrado que la especie *Hippocampus abdominalis* de las costas de Nueva Zelanda se alimenta principalmente de crustáceos, en particular de anfípodos caprélidos e ischyroceridos, camarones carideos y camarones misidáceos. Las especies de anfípodos más encontradas en el tracto digestivo fueron *Caprella equilibra* e *Ischyrocerus longimanus* (Woods 2002). Estudios realizados por (Teixeira y Musick 2001) en *Hippocampus erectus* de la bahía de

Chesapeake Virginia, demostraron que los anfípodos son la presa más importante seguida de los copépodos. Las especies de anfípodos que se encontraron con más frecuencia y mayor número en el intestino de los organismos estudiados fueron, *Ampithoe longimana*, *Gammarus mucronatus*, *Caprella penantis* y *Stenothoe minuta*. También encontró que los peces pequeños (<60 mm) se alimentaban principalmente de anfípodos y secundariamente de copépodos. Los peces de longitud mediana (60-90 mm) y grandes (>99 mm) se alimentaban casi exclusivamente de anfípodos. Para los caballitos recién nacidos los copépodos tal vez son más importantes. Kendrick y Hyndes (2005) encontraron en sus estudios sobre la dieta de varias especies de signátidos, que en las especies *Hippocampus breviceps*, *Histiogamphelus cristatus*, *Vanacampus phillipi*, *Hippocampus subelongatus*, los anfípodos gammáridos fueron la principal presa de estas especies, contribuyendo un 28-61% del volumen de su dieta, encontrados en más del 73% de los intestinos revisados.

En el grupo de los caprélidos, estudios recientes han demostrado que son fundamentalmente detritívoros (García y Figueroa 2009) un punto favorable para su cultivo en condiciones controladas, no se necesita utilizar un alimento de alto costo económico para su mantenimiento, siendo el alimento uno de los componentes más importantes de un sistema de cultivo reduciendo costos de producción, e incluso podrían ser usados como agente biorremediador, ayudando a eliminar materia orgánica del medio.

Debido a la gran versatilidad que tienen los organismos en su alimentación y a la resistencia que presentan ante diferentes factores estresantes algunos autores han logrado cultivar bajo condiciones controladas varias especies de gamáridos durante varias generaciones (Parsons y Bawden 1979).

Recientemente los anfípodos se han estudiado bajo condiciones de laboratorio para obtener información básica sobre ciclo de vida y su calidad nutrimental con miras a su uso en acuicultura. La tabla 2 muestra a detalle los trabajos que han abordado éstos aspectos.

2.1.7 *Parhyale hawaiiensis*

2.1.7.1 Clasificación taxonómica

Orden AMPHIPODA Latreille, 1816

Suborden GAMMARIDEA Latreille, 1803

Familia Hyalidae

Género *Parhyale*

Especie *Parhyale hawaiiensis* (Dana, 1853)

2.1.7.2 Descripción

Es pequeño entre 5 y 12 milímetros. El plan corporal básico es el del típico artrópodo el cual está organizado en series de segmentos repetitivos en un eje anterior–posterior. Presenta compresión lateral del cuerpo, ojos compuestos sésiles. Presentan dimorfismo sexual los machos son más grandes que las hembras como se observa en la Figura 4 y 5. Las hembras tienen un saco ventral donde se desarrollan sus crías y pueden producir embriones cada 2 semanas una vez que alcanzan la madurez sexual (Browne *et al.* 2005).

2.1.7.3 Distribución

Es un anfípodo detritívoro que tiene una distribución cosmopolita en zonas tropicales y templadas incluyendo el Golfo de México, habita zonas de mareas, bahías y estuarios (Shoemaker 1956). Se han reportado grandes poblaciones ($> 3000/m^2$) en hojas de mangle en descomposición de en ambientes sujetos a rápidos cambios de salinidad. La habilidad para soportar los cambios rápidos de temperatura y salinidad que ocurren en ambientes con aguas someras permite que esta especie se reproduzca bajo condiciones de laboratorio.



Figura 4. Dimorfismo sexual de *Parhyale hawaiensis* observamos un macho de mayor tamaño y con gnatópodos de mayor tamaño que la hembra. Tomado de Browne et al.(2005).



Figura 5. Precópula entre macho y hembra de *P. hawaiensis* bajo condiciones de laboratorio (organismos colectados en la UMDI Sisal UNAM).

2.1.8 *Elasmopus pecteniscrus*

2.1.8.1 Clasificación taxonómica

Orden AMPHIPODA Latreille, 1816

Suborden GAMMARIDEA Latreille, 1803

Familia MELITIDAE Bousfield, 1973

Género *Elasmopus* A. Costa, 1853

Especie *Elasmopus pecteniscrus* (Bate, 1862)

2.1.8.2 Descripción

El tamaño total de los machos está entre 4.7 y 7.9 mm, las hembras miden entre 4.1 y 6.3 mm. Ojos ovoides y largos, antena 1 más grande que la antena 2, gnatópodo 1 y 2 subquelado, gnátopodo 1 menor que el gnátopodo 2 principalmente en machos, el gnátopodo presenta un tamaño muy grande con relación al cuerpo (Zakhama-Sraieb y Charfi-Cheikhrouha 2010). En la Figura 6 se observa un macho de esta especie.

2.1.8.3 Distribución

Fue descrito primero por Bate (1862) en las costas de Nueva Guinea. Esto sugiere que es una especie circuntropical, distribuida principalmente en el océano Atlántico, Mar Rojo, Océano Indico, Océano Pacífico, el Mar Mediterráneo (Zakhama-Sraieb y Charfi-Cheikhrouha 2010) y Golfo de México (Felder y Camps 2010).



Figura 6. Hembra (arriba) y macho (abajo) de la especie *E. pecteniscrus*, fotografías tomadas en laboratorio durante el presente estudio.

Tabla 1. Variedad de organismos utilizados como presas de caballito de mar cultivados en condiciones de laboratorio. Se observa que la alimentación de esta especie como muchas otras de importancia comercial se basan principalmente en *Artemia* que no es una presa natural, copépodos y en menor medida anfípodos, a pesar de que son parte indispensable de la dieta de los caballitos de mar silvestres.

Especies de	Estadio de desarrollo	Tipo de alimento	Fuente
Hippocampus			
<i>H. abdominalis</i>	Juveniles recién nacidos, de un mes de edad y dos meses de edad.	<i>Artemia</i> enriquecida (Super Selco) Golden Pearls (60% proteínas, 8% lípidos, 15% ceniza, 8% de humedad, vitamina C 2000 ppm, vitamina E 400 ppm, astaxantina 500 ppm). Comida congelada, Cyclop-eeze Laboratorios Argent (60% proteínas, 35% lípidos, 3% ceniza, carbohidratos 2%, astaxantina 2867 ppm, cantaxantina 15 ppm). <i>Nauplio de Artemia.</i>	(Woods 2003b)
<i>H. barbouri</i>	Juveniles hasta un mes	<i>Nauplio de Artemia, rotíferos</i> enriquecidos con <i>Chlorella</i> .	(García et al. 2012)
<i>H. erectus</i> Perry, 1810	Juveniles	<i>Artemia</i> adulta, mísidos vivos y mezcla de copépodos (<i>Acartia, Pseudodiaptomus</i>) <i>Nauplio de Artemia.</i>	(Lin et al. 2008)
<i>H. erectus</i> Perry, 1810	Juveniles	<i>Artemia, Mysis spp.</i>	(Lin et al. 2009)
<i>H. guttulatus</i>	Adultos	<i>Artemia</i> viva, <i>Artemia</i> enriquecida congelada, mísidos.	(Faleiro et al. 2008)
<i>H. guttulatus</i>	Juveniles	<i>Artemia</i> enriquecida (DHA-Selco) <i>Artemia</i> enriquecida con <i>Chlorella sp.</i>	(Palma et al. 2011)
<i>H. kuda</i>	Juveniles	Mezcla de zooplancton silvestre (80 % copépodos-20% cladóceros y anfípodos). Adultos de <i>Artemia</i> enriquecida con filtrado de mezcla de peces.	(Job et al. 2002)
<i>H. kuda</i>	Reproductores	<i>Mysis spp.</i> vivos y congelados, <i>Acetes spp.</i> vivos alimentados con <i>Artemia</i> y copépodos	(Lin et al. 2007)
<i>H. trimaculatus</i>	Reproductores y juveniles 0-6 días de edad	Anfípodo <i>Eriopisa spp.</i> , camarones sergéstidos <i>Acetes spp.</i> , rotíferos (<i>Brachionus spp.</i>) y mezcla de copépodos (<i>Oithona spp.</i> , <i>Acartia spp.</i> , <i>Eucalanus spp.</i> , <i>Rhincalanus spp.</i> , <i>Microsetella spp.</i> y <i>Euterpina spp.</i>)	(Murugan et al. 2009)
	Juveniles 7-13 días de edad	Copépodos y <i>nauplio de Artemia</i> .	
	Adultos	Anfípodos, poliquetos (<i>Eriopisa spp.</i>) camarones (<i>Acetes spp.</i>).	
<i>H. whitei</i>	Juveniles	<i>Artemia</i> enriquecida con DC Selco, <i>Artemia</i>	(Wong y Benzie 2003)

3 Objetivos

3.1 General

Determinar las variables biológicas poblacionales de los anfípodos *P. hawaiiensis* y *E. pecteniscrus* para contar con aspectos básicos sobre su reproducción, alimentación y sistemas de cultivo y evaluar su potencial de cultivo masivo.

3.2 Particulares

- Describir la distribución de longitud, relación longitud-peso-energía-valor nutrimental y la proporción sexual de los anfípodos *P. hawaiiensis* y *E. pecteniscrus*.
- Estudiar las variables poblacionales (proporción de sexos) y de cultivo (alimentación y densidad de siembra de reproductores) para evaluar el potencial de producción de los anfípodos *P. hawaiiensis* en condiciones controladas.

4 Materiales y Métodos

4.1 Colecta de anfípodos silvestres

Se tuvieron reportes previos de la presencia de anfípodos en los estanques de cultivo de peces y pulpos, así como en los reservorios de agua de mar dentro de la Unidad Multidisciplinaria de Docencia e Investigación (UMDI) campus Sisal en Yucatán, México. Los anfípodos se colectaron de las paredes de los estanques de cultivo de peces y pulpos con una red de malla para acuario y de los reservorios de agua de mar con un tamiz hecho con una cubeta de plástico con paredes de malla, posteriormente fueron transferidos inmediatamente a un recipiente de plástico para transportarlos al laboratorio del Programa de Investigación en Ecología y Cultivo de Especies Marinas de Ornato (PIECEMO) donde se lavaron con agua de mar filtrada para retirar algas y restos de materia orgánica, posteriormente se colocaron en una tina de fibra de vidrio de 79 cm de diámetro y 35 cm de alto con 171 litros de agua de mar, aireación constante, con temperatura del agua de 26 °C y un fotoperiodo de 8 horas de luz y 16 de oscuridad, utilizando recambio del 60% del agua cada semana. Se utilizaron como refugios piedras planas de cemento blanco de

aproximadamente 7 cm de diámetro recubiertas con malla de tul negro. Los organismos experimentales fueron alimentados cada tercer día con hojuelas de pez tropical marca Wardley con 43% de proteína cruda. Se mantuvieron en estas condiciones para aclimatarlos a condiciones de laboratorio y mantener una población suficiente para los experimentos posteriores. Se colectaron dos grupos de anfípodos que mostraban diferencias morfológicas, estos dos grupos se mantuvieron en tinajas diferentes con las mismas condiciones de cultivo para su aclimatación.

4.2 Identificación de las especies

Un macho y una hembra de cada especie, fueron fijados en alcohol al 70% y almacenados en tubos Eppendorf. Los especímenes fueron identificadas como *Parhyale hawaiiensis* y *Elasmopus pecteniscrus* (Fig. 6), utilizando las claves del género *Elasmopus* (Vader y Krapp-Schickel 2012) y del género *Parhyale* (Shoemaker 1956).

4.3 Relación longitud total-peso húmedo-peso seco-contenido energético

4.3.1 Distribución de longitudes totales

Se tomó una muestra al azar de 100 anfípodos de cada especie. Cada muestra se colocó en un vaso de precipitados de vidrio con 150 ml de agua de mar, para facilitar la manipulación de los organismos se aletargaron colocándolos en un congelador por 40 minutos aproximadamente, pasado el tiempo se pasaron a un refrigerador para evitar se congelara el agua. En la sala de microscopía de la UMDI Sisal fueron observados con un estereoscopio Nikon SMZ800. Para tomar fotografías de cada individuo se colocó una cámara microscópica digital OCS-UK2-5.2X, marca OptixCam de 5.1 MP, calibrada con una placa de calibración de 1mm con 100 subdivisiones de 0.001 mm. Con el software de procesamiento de imágenes ToupView se realizaron las mediciones del longitud total, desde la parte anterior del céfalon a la base del telson (Fig.7), estos datos se graficaron con un histograma de frecuencias. Se identificó el sexo de los individuos con base a las evidentes diferencias morfológicas entre sexos, como la longitud mayor del macho respecto a la hembra, el gnatópodo del tercer segmento del tórax más desarrollado en los machos que las hembras, y en éstas últimas la presencia de una bolsa ventral para incubar embriones

4.3.2 Biomasa húmeda y biomasa seca

Para obtener el peso de biomasa húmeda de los organismos a los que se le tomaron las medidas del largo total, les fue retirado el exceso de agua con ayuda de un papel adsorbente, posteriormente fueron pesados individualmente en pequeñas charolas de aluminio previamente identificadas y pesadas utilizando una balanza analítica marca Ohaus con capacidad de 210 gramos y sensibilidad de 0.0001 gramos. Para obtener el peso seco se colocaron los organismos en un horno de secado marca Terlab con temperatura de 60 °C, hasta que tuvieron peso constante. Para la medición de peso seco constante las muestras se llevaron a temperatura ambiente con un desecador de vidrio. Estos datos se transformaron a logaritmo natural y se realizó una regresión lineal y un análisis de los residuales para comprobar el ajuste entre la biomasa húmeda y el peso seco.

4.3.3 Contenido energético

El contenido calórico de cada especie fue estimado mediante una muestra de 10 gramos de materia húmeda. La muestra fue secada con el procedimiento descrito anteriormente y posteriormente fueron homogenizadas y almacenadas en un desecador de vidrio. También se realizó el mismo procedimiento para la misma cantidad de *Artemia* enriquecida congelada de la marca Biogrow distribuido por la empresa PROAQUA. Las muestras fueron analizadas con una bomba calorimétrica de la marca Parr Co en un ambiente saturado de oxígeno siguiendo el siguiente protocolo:

Se llenó la cubeta de acero del calorímetro con 2 litros de agua destilada. Se utilizó un matraz aforado de 2 litros. Con las pinzas se tomó una cápsula de combustión y pesó en una balanza analítica. Se anotó el valor. Posteriormente se pesaron 0.5 gramos de muestra de anfípodos y se pesó junto con la cápsula de combustión. Se tomó con pinzas un alambre de ignición y se cortó un fragmento aproximadamente de 10 cm y se pesó en la balanza analítica. Este fragmento de alambre se montó en el soporte y se dobló un poco.

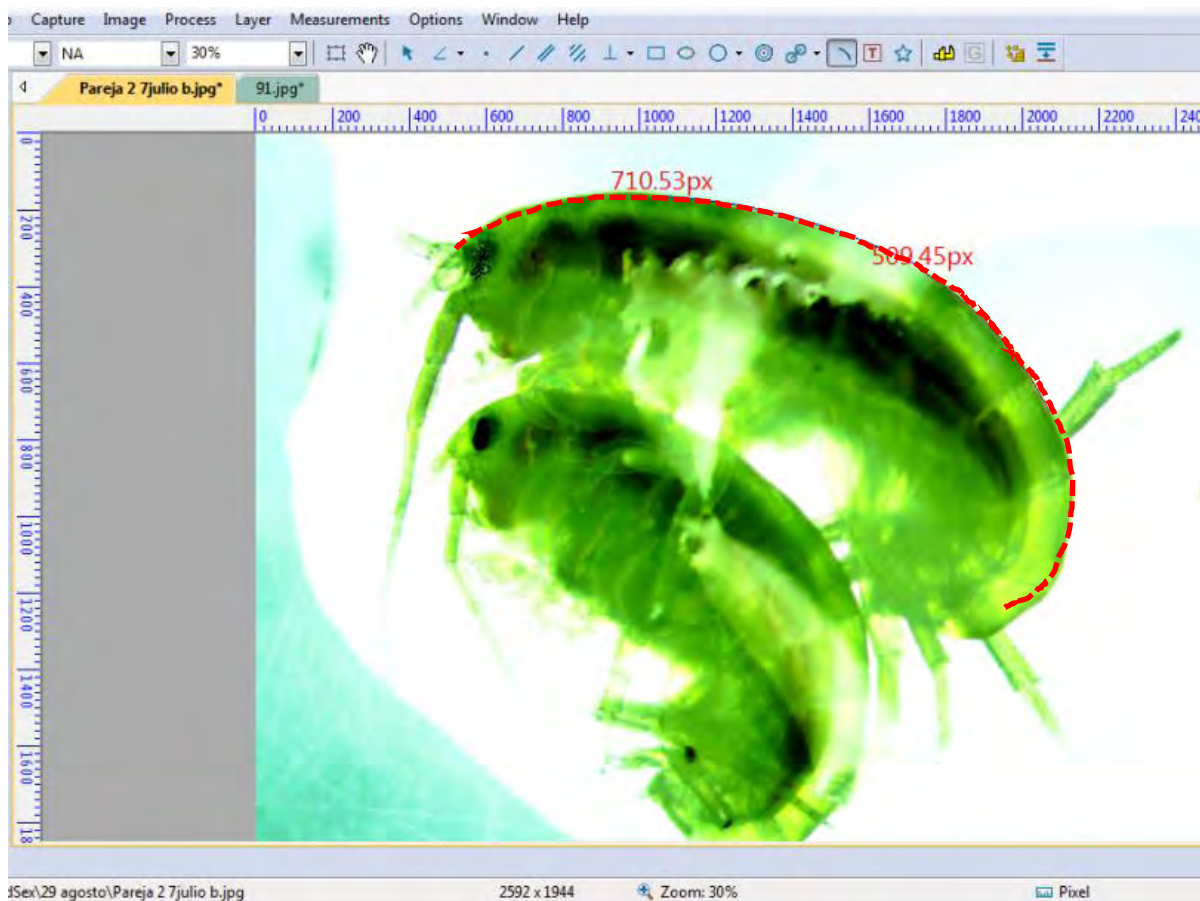


Figura 7. Captura de pantalla del programa ToupView utilizado para medir el largo total de los anfípodos (línea punteada cubriendo la línea dorsal) desde la parte anterior del céfalo a la base del telson. Imágenes de los organismos cultivados durante el presente estudio, tomadas con una cámara microscópica digital OCS-UK2-5.2X marca OptixCam adaptada a un estereoscopio Nikon SMZ800.

Se colocó cuidadosamente la cápsula con la muestra en polvo de anfípodos tratando de que la muestra toque el alambre, cuidando que el alambre no toque la cápsula de ignición. Se puso 1 ml de agua destilada en el interior de la bomba. El agua permitirá cuantificar la cantidad de ácido nítrico formado por la reacción. Se colocó cuidadosamente el porta cápsula dentro de la bomba, se cerró y conectó la manguera del regulador de oxígeno, se abrió la perilla de fuga de aire y abrió la llave del control del regulador. Se inyectó oxígeno a la bomba, permitiendo que el aire mezclado con oxígeno se escapara por lo menos 20 segundos para garantizar que la atmósfera dentro de la bomba esté saturada de oxígeno. Pasado este tiempo se cerró la perilla de fuga y se llenó la bomba hasta alcanzar una presión a 30 atmósferas de presión de oxígeno. Se tomó la bomba con las pinzas especiales y se colocó dentro de la cubeta de acero, se conectaron los electrodos a la bomba. Se tapó el recipiente de plástico con el termómetro de precisión y colocó la liga de agitación en la

polea, se prendió el motor del agitador y espero 3 minutos hasta que se estabilizara la temperatura del agua en la cubeta, se anotó la temperatura pasado el tiempo el cuál será el valor inicial de temperatura. Se apretó el botón de la fuente de poder debiendo prender y apagar el foco rojo de la fuente, al mismo tiempo se correrá el cronómetro, cada minuto se observara la temperatura del agua, se deberá dejar transcurrir mínimo 7 minutos o hasta que la temperatura se estabilice o no se eleve. Se anotó cada valor de la temperatura. Posteriormente se destapo el recipiente de plástico y sacó cuidadosamente la bomba, se secó el agua de la tapa, se liberó el oxígeno por la perilla de fuga, una vez liberado todo el oxígeno se abrió la bomba y verificó que la muestra se haya quemado totalmente. Con las pinzas se retiraron los fragmentos de alambre sin quemar de los soportes y se pesaron, será el peso del alambre remanente. También la cápsula de ignición se pesará. Con una pipeta se recuperó el agua de la bomba y colocó en un matraz y agregó 1 gota de naranja de metilo. Se tituló con NaOH 0.1 N hasta el cambio de color. Para obtener el valor de combustión se utilizó la ecuación 1;

$$Hg = \frac{\Delta T^{\circ}CW - e_1 - e_2}{m} \quad (1)$$

Donde Hg son la energía bruta de la muestra (cal/g), $\Delta T^{\circ}C$ la diferencia de temperatura entre la inicial y final obtenidos posterior a la combustión de la muestra, W es el valor estándar calorimétrico (2379.91 cal), e_1 es el valor de corrección de formación de ácido nítrico, e_2 es el valor de corrección de combustión del alambre. Se realizaron seis réplicas por especie de anfípodo y seis para *Artemia* congelada.

4.4 Proporción de sexos

Se tomaron 3033 individuos de la especie *P. hawaiiensis* y 1168 de *E. pectenircus*. Con una lupa con lámpara se revisaron los caracteres de dimorfismo sexual descritos anteriormente, no se tomaron en cuenta los organismos juveniles que no se pudieron clasificar. Se calculó la proporción de sexos como la razón del número de hembras entre el número de machos de la muestra total.

4.5 Fecundidad

Se tomó con una red de acuario una muestra al azar de ambas especies de anfípodos de cada tina de fibra de vidrio. Se observaron los organismos en un estereoscopio Nikon SMZ800 para identificar hembras ovígeras. Las hembras se colocaron en un vaso de

precipitados con agua de mar y se mataron con frío colocándolas en un congelador, bajando la temperatura del agua sobre el punto de congelación. Con agujas de disección se retiraron los embriones o crías (embriones eclosionados) de la bolsa incubadora de la hembra, se contaron y tomaron fotografías de la hembra, embriones y crías y se realizaron las mediciones posteriores, largo total de crías y hembras, con la cámara y software previamente descrito. La fecundidad fue estimada como el número de embriones o crías en el marsupio de la hembra.

4.6 Longitud y tiempo de primera cópula de *P. hawaiiensis*

Para conocer la longitud y tiempo de primera cópula de *P. hawaiiensis*, se utilizaron crías recién salidas del marsupio de las hembras de esta especie, nacidas en 15 diferentes eventos. Se colocaron todas las crías nacidas el mismo día en un recipiente con 1 litro de agua de mar filtrada sin aireación, la cual se mantuvo a $24 \pm 2^\circ\text{C}$ con una salinidad de 37 ± 1 ppm y un fotoperiodo de 8 horas de luz y 16 de oscuridad, con un reemplazo cada 24 horas del 100% del agua del recipiente. Se les dio pellet de camarón (≤ 0.5 cm) entero a saciedad como alimento. Se mantuvieron en estas condiciones hasta observar parejas en precópula. Una vez observada una pareja se separaba y se colocaba en un recipiente de plástico, se anotó la fecha, se tomó la medida del largo total del cuerpo con el método descrito anteriormente en la sección 4.3.1.

4.7 Canibalismo en *P. hawaiiensis*

Se utilizaron 10 réplicas cada una con 10 juveniles del anfípodo *P. hawaiiensis* liberados recientemente de la bolsa incubadora de la hembra, los cuales fueron obtenidos de los recipientes de los adultos con ayuda de una pipeta Pasteur, se contaron y se criaron juntos en recipientes de plástico de 6 cm de diámetro y 12 cm de altura, con 120 ml de agua de mar filtrada. El agua se mantuvo a temperatura ambiente, sin aireación, con las mismas condiciones que en las observaciones de primera cópula. Se agregó como alimento hojuelas secas para peces tropicales de la marca Wardley, alimentando a saciedad cada dos días. Se realizaron recambios de agua del 100% diariamente para retirar excretas, mudas y exceso de alimento. Las crías se cultivaron durante 15 días, pasado el tiempo, se agregó a 5 réplicas dos hembras maduras sexualmente (adultos) y en las otras 5 réplicas dos machos adultos. Se continuó con el cultivo durante una semana, alimentando a saciedad cada dos

días. Se registraron los juveniles faltantes, cuya desaparición se atribuyó a la depredación por los adultos.

4.8 Optimización de variables zootécnicas

4.8.1 Cultivo de *P. hawaiiensis*

Este cultivo se mantuvo durante 30 días, en los que se utilizaron 15 recipientes de fibra de vidrio cilíndricos de fondo redondo con 20 cm de diámetro y 30 cm de altura, cada uno con capacidad de 9.4 litros, los cuales estuvieron conectados a un sistema de recirculación, con base al usado por Calado (2008). El esquema del sistema de recirculación se muestra en la Figura 8. De los anfípodos silvestres colectados, se separaron parejas copulando y se confinaron 15 parejas en cada recipiente, procurando una proporción de sexos 1:1. Se colocaron 4 piedras de cemento blanco cilíndricas planas de aproximadamente 10 cm de diámetro y 0.5 cm de altura de diámetro envueltas en malla de nylon color negro. Esto sirvió como sustrato y refugio para los organismos, proporcionando superficie irregular con huecos para esconderse. Los organismos se alimentaron *ad libitum* con pellet sumergible de 1 mm de diámetro para peces marinos (Spectrum). Se retiró el exceso de alimento y heces con un sifón. La salinidad se mantuvo a 35 ppm. Se colocaron calentadores sumergibles en el reservorio para mantener la temperatura entre 25 y 28 °C.

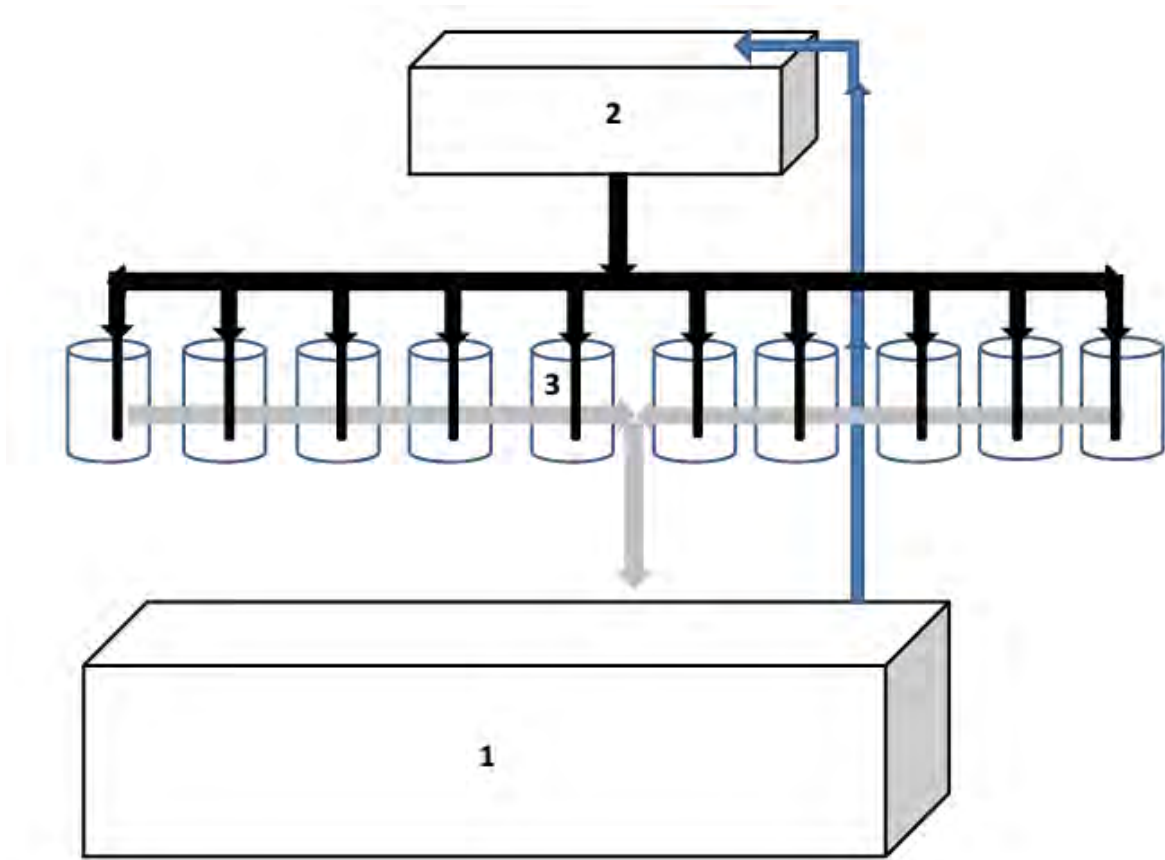


Figura 8. Representación esquemática del sistema de recirculación para el cultivo de anfípodos de la especie *P. hawaiiensis*: 1) Reservorio de 400 L con bioesferas, calentador de agua y bomba sumergible de 3500 L h⁻¹; 2) Reservorio de 100 L; 3) Recipientes cilíndricos de fibra de vidrio de 9.4 L para mantener 15 parejas de anfípodos, en total 15 recipientes. Las flechas azules representan el flujo de salida desde el reservorio principal. Las flechas negras representan la salida de agua desde el segundo reservorio hacia los recipientes cilíndricos. Las flechas color gris son la salida de agua desde los recipientes cilíndricos hacia el reservorio principal.

Al día 15 y al día 30 se recolectaron las crías de los recipientes, se sacaron las 4 rocas con malla de tul y se colocaron en una bandeja de plástico blanca (para contrastar con los anfípodos y facilitar su visualización). Si en el recipiente quedaron anfípodos adultos se dejaron en este, solo se verificó si eran macho o hembra y se contabilizaron. Se retiró el alimento y crías sobrantes con un sifón, el agua se colectó en una jarra de plástico. Si algún adulto moría se reemplazaba por uno nuevo, y posteriormente, en el recipiente se colocaron 4 nuevas rocas, para evitar introducir crías no contabilizadas. Con una pipeta de plástico Pasteur de 3 ml, se colectaron y contabilizaron las crías de la bandeja y la jarra de plástico.

4.8.2 Efecto de la proporción sexual sobre la fecundidad de *P. hawaiiensis* y *E. pecteniscrus*

Para determinar cuántas crías producen las hembras de los anfípodos *P. hawaiiensis* y *E. pecteniscrus* bajo condiciones de laboratorio con diferente proporción de machos y hembras, se utilizaron recipientes de plástico con 220 ml de agua de mar filtrada, la cual se mantuvo a $24 \pm 2^\circ\text{C}$ con una salinidad de 37 ± 1 ppm y un fotoperiodo de 8 horas de luz y 16 de oscuridad. El alimento consistía en hojuelas para pez tropical con 40% de proteína de la marca Wardley, se agregó a saciedad. Para proporcionar refugio, se utilizó un rectángulo de aproximadamente 15 cm de área de malla negra. El cultivo se mantuvo durante 26 días. Se utilizaron 3 diferentes proporciones de machos y hembras, 8 hembras: 2 machos, 8 machos: 2 hembras y 5 hembras: 5 machos con 4 réplicas por tratamiento. Se utilizaron parejas en pre-cópula aclimatadas a condiciones de laboratorio. Durante los días de cultivo se retiraban del recipiente los organismos muertos y se reemplazaban por nuevos para mantener la proporción sexual del tratamiento. Se anotó en una bitácora el sexo de los muertos. Diariamente durante el recambio de agua se contabilizaban el número de crías y se retiraban del recipiente, se mantuvieron en un recipiente aparte para futuras pruebas. Se aplicó una prueba de T de Student.

4.8.3 Efecto del alimento sobre la fecundidad de *P. hawaiiensis*

Para determinar el número de crías que producen hembras de la especie *P. hawaiiensis* bajo diferentes tipos de alimento se utilizaron recipientes de plástico con 1000ml de agua de mar filtrada, la temperatura del agua se mantuvo a $24 \pm 2^\circ\text{C}$ con una salinidad de 37 ± 1 ppm y un fotoperiodo de 8 horas de luz y 16 de oscuridad. Diariamente se realizaba un recambio del 100% del agua. Para proporcionar refugio a los organismos se utilizó un rectángulo de malla negra de aproximadamente 20 cm de área. Se utilizó en todos los tratamientos la misma proporción de machos y hembras (8 hembras: 2 machos), los adultos muertos se reponían para mantener la proporción sexual. El cultivo se mantuvo durante 29 días. Se utilizaron tres alimentos con 5 réplicas por cada uno, el primer alimento fue pellet de camarón de la marca Malta Cleyton con 40% de proteína, el segundo alimento fue un pellet de camarón desarrollado en la Unidad Multidisciplinaria de Docencia e Investigación Campus Sisal, el cual tiene como base productos vegetales y adicionado con la enzima fitasa, con 40% de proteína, el tercer alimento utilizado fueron hojuelas para pez tropical con 40% de proteína de la marca Wardley. Todos los alimentos se agregaban al recipiente a

saciedad. La recolección y conteo de crías se realizaba en días alternos para reducir el estrés por. Se vaciaba el contenido del recipiente en una charola de plástico blanca (el color facilitó la identificación de las crías con una pipeta Pasteur se colectaban las crías producidas por todas las hembras de un solo día y se colocaban en un recipiente con agua de mar filtrada con una etiqueta indicando el día de colecta, se usaron posteriormente para otras observaciones. A los resultados se les aplicó una prueba de ANOVA de una vía.

4.8.4 Crecimiento de crías de *P. hawaiiensis* con diferentes alimentos

El experimento consistió en probar los tres alimentos previamente probados con los reproductores (4.8.3) más un control donde no se alimentaron a los crías. Se utilizaron 20 réplicas por tratamiento siguiendo el crecimiento de cada cría por separado. El número total de crías utilizados en el experimento fue de 80 Se alimentó a las crías a saciedad en días alternos. Las condiciones de cultivo fueron iguales a las utilizadas en la sección 4.8.2. El cultivo se mantuvo durante 30 días. Antes de colocarse en su recipiente se tomó una foto de la cría con una cámara microscópica digital OCS-UK2-5.2X marca OptixCam de 5.1 MP, para posteriormente medir el largo total del cuerpo de la cría con el Software de procesamiento de imágenes de la misma cámara, las mediciones del largo total comprendió desde la punta del cefalón hasta la base del telson se realizaron cada 10 días hasta el final del cultivo, para obtener la tasa de crecimiento con cada dieta. Se hizo un ajuste de una regresión lineal sobre los datos de longitud transformados (log natural) y una prueba de ANOVA.

5 Resultados

5.1 Relación longitud total-peso húmedo-peso seco-contenido energético

5.1.1 Distribución de longitud total

La longitud total mínima encontrada fue 1.5 mm y la máxima 11.83 mm, con una media de 9.3 ± 1.3 mm para *P. hawaiiensis* y 4.75 mm de longitud total mínima. Para *E. pecteniscrus* fue 10.98 mm de longitud máxima con una media de 7.89 ± 1.19 mm para (Fig.9). *P. hawaiiensis* alcanzo longitudes mayores y la distribución tuvo una curva mesocúrtica donde se observa una mayor dispersión de la longitud total que *E. pecteniscrus*, donde se encontró una curva leptocúrtica con una distribución de la longitud total menos variable. En ambas especies se observaron longitudes menores en las hembras y machos con mayor tamaño, en la Figura 10 se observa una descripción de la longitud para ambos sexos.

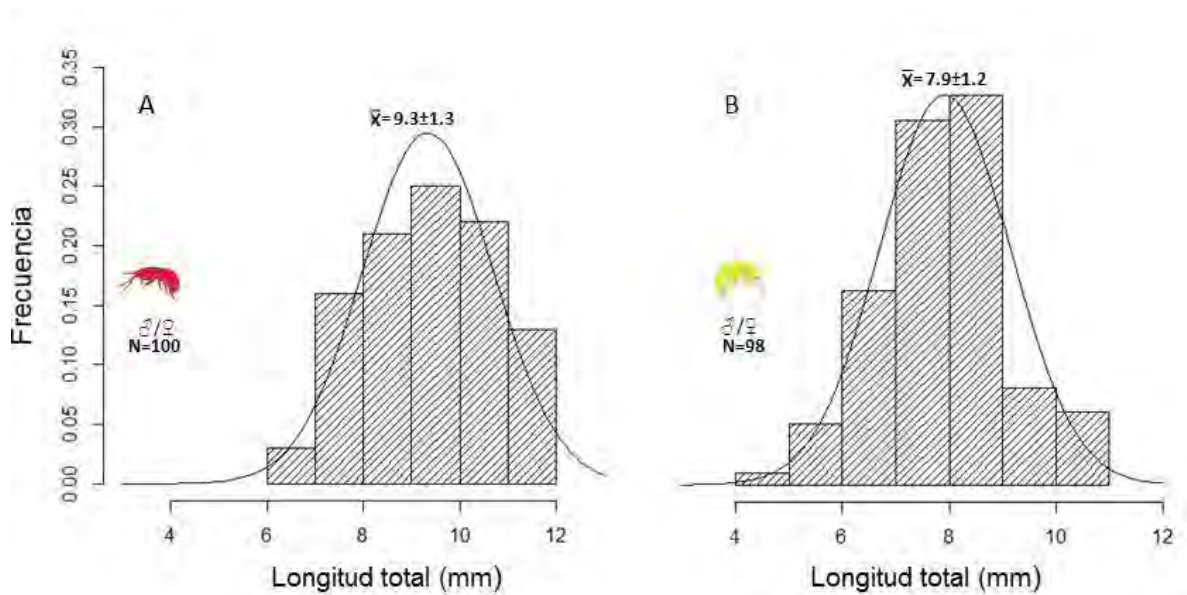


Figura 9. Histogramas de la distribución de largo total (mm) de machos y hembras de *P. hawaiiensis* (A) y *E. pecteniscrus* (B). La curva es el ajuste de la distribución normal. Arriba de la curva se muestra el promedio y desviación estándar de longitud total para cada especie.

5.1.2 Peso húmedo y peso seco

El peso húmedo máximo obtenido para machos de *P. hawaiiensis* fue de 34.2 mg con un promedio de 17.6 ± 6.5 mg, mientras que el peso máximo para hembras fue de 21.2 mg con un promedio de 11.5 ± 4.1 mg. En el caso de *E. pecteniscrus* el peso húmedo máximo para machos fue de 22.1 mg con un promedio de 10.1 ± 4.8 mg y 10.4 mg para hembras con un

promedio de 5.8 ± 1.8 mg. La especie *P. hawaiiensis* registró longitudes y pesos mayores a *E. pecteniscrus*.

Se muestran en las gráficas (Fig.11) la relación entre los logaritmos naturales de la longitud total y biomasa húmeda de ambas especies.

El porcentaje de humedad fue desde 61.3% a 86.0 % con un promedio de 73.9 ± 7.1 % para *P. hawaiiensis*, mientras que para *E. pecteniscrus* fueron desde 51.8% a 80.1% con un promedio de 66.7 ± 13.5 %. La relación entre peso húmedo y peso seco de ambas especies fue lineal, en ambas la R^2 fue mayor a 95 (Fig. 12).

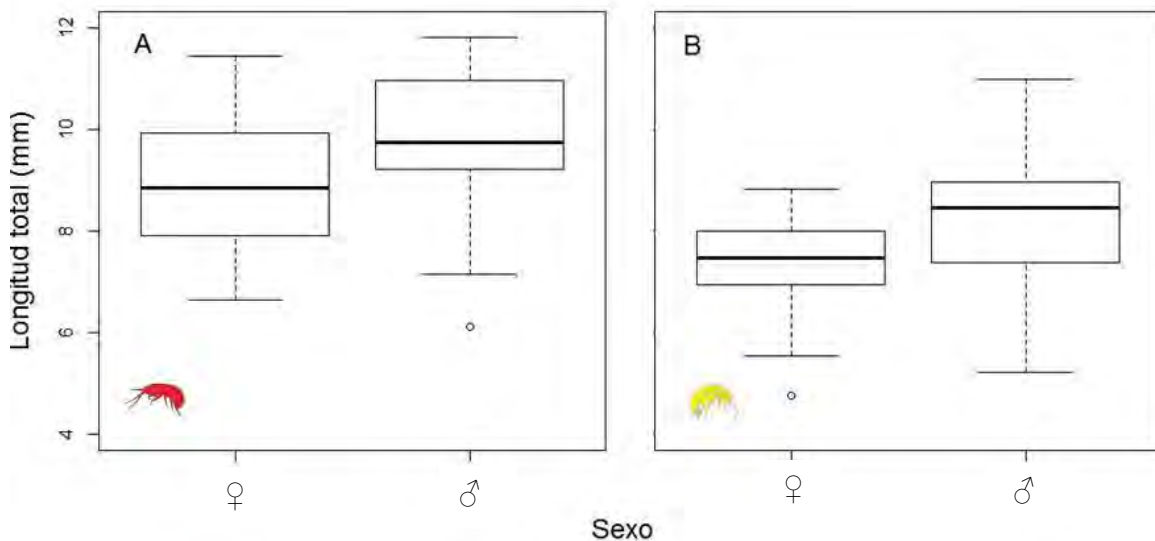


Figura 10. Diferencia de longitud entre hembras y machos de *P. hawaiiensis* (A) y *E. Pecteniscrus* (B), el dimorfismo sexual es más marcado en *E. Pecteniscrus* y presenta mayor dispersión en la longitud de machos, *P. hawaiiensis* presenta una dispersión muy similar entre sexos con machos ligeramente más grandes. Observamos dos casos extremos, uno en los machos de *P. hawaiiensis* registrando una longitud menor a las hembras y en *E. Pecteniscrus* el caso extremo en hembras registro una longitud inferior a los 5 mm. Cada boxplot tiene los siguientes 4 elementos: 1) mediana (línea oscura dentro de la caja); 2) Percentiles 25 y 75 (caja rectangular); valores máximos y mínimos (líneas fuera de las cajas); 4) valores extremos (círculo pequeño).

5.1.3 Análisis calórico

La energía bruta medida como calorías por gramo de materia seca resultó en 3994 ± 159 cal/g para *P. hawaiiensis*, mientras que para *E. pecteniscrus* se obtuvo 3073 ± 197 cal/g, *P. hawaiiensis* registro casi 1 cal/g más que *E. pecteniscrus*. Para *Artemia* enriquecida de la marca PROAQUA el valor obtenido fue 4775 ± 268 cal/g.

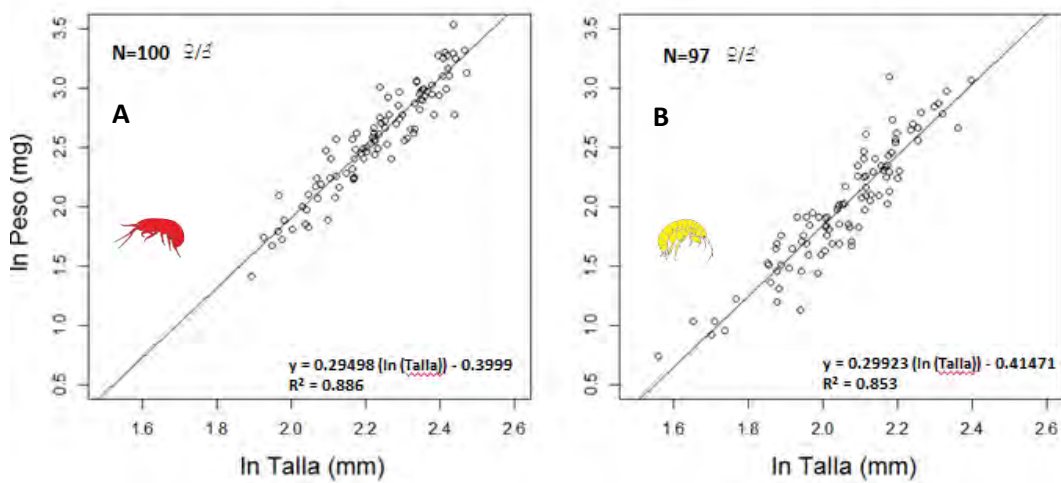


Figura 11. Relación lineal entre los logaritmos naturales de la longitud total en mm y peso húmedo de machos y hembras de *P. hawaiiensis*(A) y *E. pecteniscrus* (B).

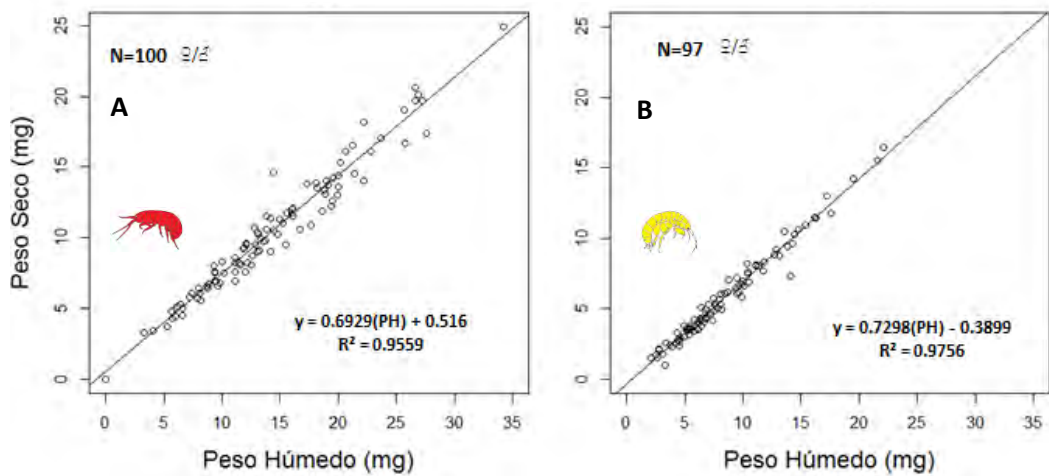


Figura 12 Regresión lineal entre los valores de peso húmedo y peso seco de *P. hawaiiensis*(A) y *E. pecteniscrus* (B). El término PH dentro de la ecuación se refiere al Peso Húmedo de los anfípodos.

5.2 Proporción de sexos

La proporción de hembras fue mayor en *P. hawaiiensis* (2.24, N=3033) que en *E. pecteniscrus* (1.34, N=1168).

5.3 Fecundidad

El número medio de embriones encontrados en el marsupio de hembras silvestres de *P. hawaiiensis* fue de 12 ± 7.8 (Fig. 13A), mientras que para *E. pecteniscrus*, fue de 9.8 ± 6.6

embriones (Fig. 13B) y cabe destacar, 4.6 ± 3.3 crías eclosionadas, indicando algún tipo de cuidado parental post-eclosión de las crías en *E. pecteniscrus* (Fig. 13C). El mayor número de embriones por hembra fue de 38 para *P. hawaiiensis* y 14 para *E. pecteniscrus*. La mayoría de hembras de *P. hawaiiensis* con longitudes totales mayores a 9 mm registraron más de 25 embriones mientras que hembras menores a esta longitud no superaron los 25 embriones, por debajo de 6 mm no se encontraron hembras con embriones.

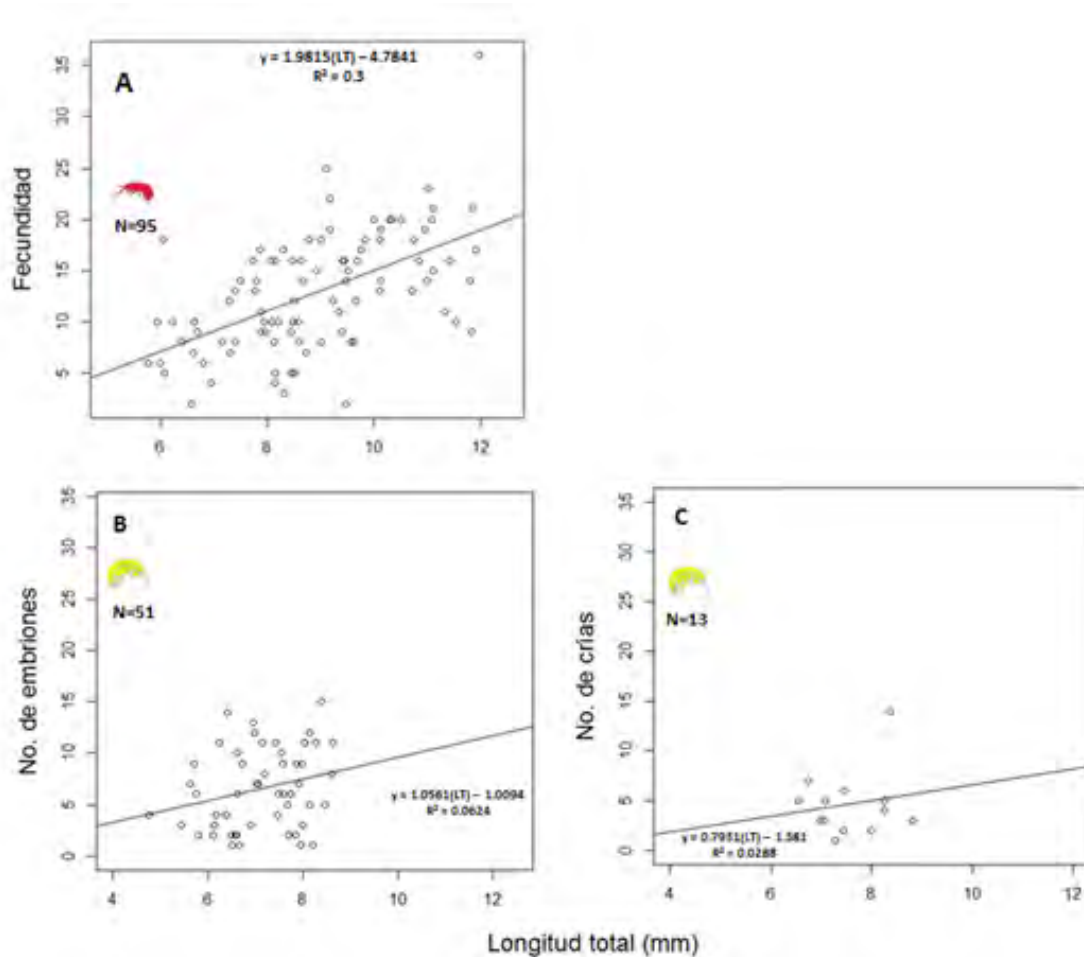


Figura 13(A) Relación entre fecundidad y longitud total de hembras de *P. hawaiiensis* silvestres, se encontraron hembras ovadas con longitudes por arriba de 6 mm. En **B** se observa la relación entre la longitud total (mm) y número de embriones de hembras de *E. pecteniscrus*, la gráfica **C** es la relación entre longitud total y número de crías las cuales se encontraron completamente desarrollados dentro del marsupio, el número de estos fue menor al número de embriones. Se observa que las hembras comienzan a ser fértiles a una longitud de 4.5 mm.

5.4 Longitud y tiempo de primera cópula de *P. hawaiiensis*

La media de la longitud de primera cópula para hembras cultivadas en condiciones controladas de *P. hawaiiensis* fue 6.7 ± 0.47 mm, con un valor mínimo de 5.54 mm y un

valor máximo de 7.8 mm (Fig.14B), las hembras comenzaron a reproducirse en promedio a los 50.9 ± 5.8 días, siendo el período más corto para inicio de actividades de cortejo de 40 días, mientras que el más tardado fue de 64 días. Para el caso de los machos la longitud mínima a la cual iniciaron actividades de cortejo fue 6.35 mm, siendo la máxima 8.7 mm con un promedio de 7.5 ± 5.8 mm, la media de días a la que comenzaron a reproducirse fue la misma que para las hembras al igual que el mínimo y máximo de días (Fig. 14 A).

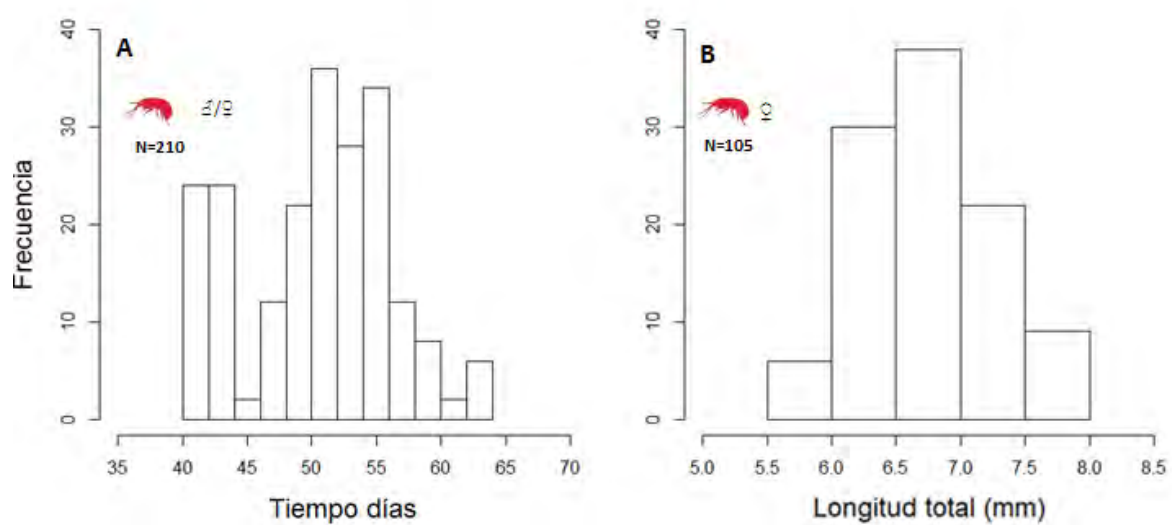


Figura 14. . A Distribución de frecuencias de días de la primera cópula de machos y hembras de *P. hawaiiensis*. La media de días fue de 50.9 ± 5.8 días. En B observamos el histograma de longitudes de primera cópula de hembras de *P. hawaiiensis* cultivadas en condiciones controladas las cuales comienzan a reproducirse a partir de 5.5 mm lo que concuerda con las longitudes encontradas en organismos silvestres.

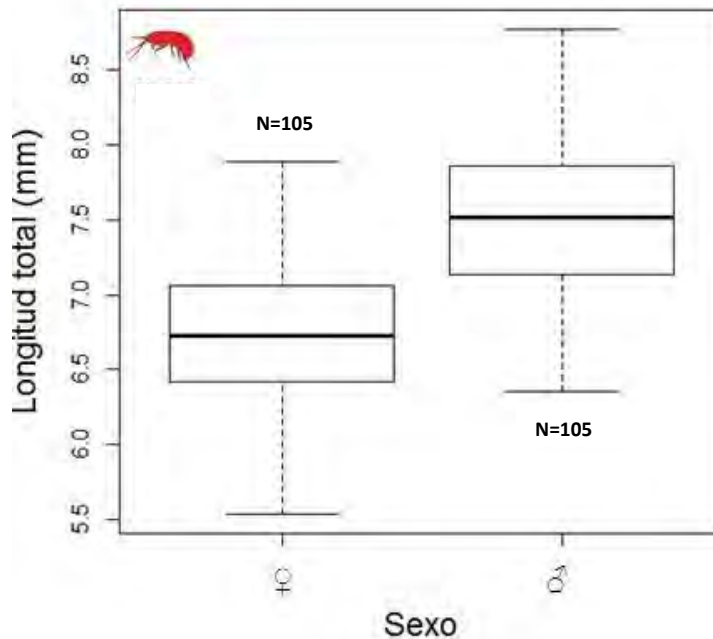


Figura 15 Dimorfismo sexual sobre la longitud total durante la primera cópula de individuos de *P. hawaiiensis* cultivados en condiciones controladas. Cada boxplot contiene los siguientes 4 elementos: 1) media (línea oscura dentro de la caja); 2) Percentiles 25 y 75 (caja rectangular); valores máximos y mínimos (líneas fuera de las cajas); 4) valores extremos (pequeño círculo).

La diferencia entre la longitud de primera cópula entre machos y hembras de *P. hawaiiensis* fue significativa, con un valor de $t=-11.5$ y un valor de $p < 2.2 \times 10^{-16}$ evidenciando dimorfismo sexual (Fig. 15).

5.5 Canibalismo en *P. hawaiiensis*

En las observaciones de canibalismo, los machos consumieron 8.4 ± 0.9 crías por unidad experimental, mientras que para las hembras el promedio fue 6.6 ± 1.6 crías, durante un período de 10 días para ambos casos. Este valor representa aproximadamente un 84% del total de crías expuestas a los machos y un 66% del total de crías expuestas a hembras. A pesar de que los adultos se alimentaron durante el experimento, se observa que los machos presentan un comportamiento caníbal mayor que las hembras.

5.6 Optimización de variables zootécnicas

5.6.1 Cultivo de *Parhyale hawaiiensis*

Durante un periodo de 15 días se obtuvieron 1127 crías en total de los 15 recipientes utilizados. El promedio de crías por recipiente fue de 73 ± 16 . En el siguiente periodo de 15 días las crías producidas fueron 1336 en total, con un promedio de crías por recipiente de 89 ± 20 . Dividiendo la suma de crías de los dos periodos de 15 días entre el número de parejas por recipiente y entre el número de días, se obtuvieron 5.47 ± 0.08 crías por pareja, por día. Durante el cultivo, algunas crías lograron pasar por la salida de agua de cada recipiente, aunque fueron colectados en el filtro del sistema, no se contabilizaron. Este problema fue resuelto posteriormente utilizando una malla de 500 micras de luz de malla en la salida de agua.

5.6.2 Efecto de la proporción sexual sobre la fecundidad de *Parhyale hawaiiensis* y *Elasmopus pecteniscrus*

El mejor resultado de fecundidad para *P. hawaiiensis* con un promedio de 183 ± 14 crías se logró con la proporción de sexos de 8 hembras para 2 machos (8H:2M) durante 28 días de cultivo, seguido por el tratamiento de 5 hembras para 5 machos (5H:5M) con un promedio de fecundidad de 110 ± 54 , casi dos veces menor, el resultado menos favorable para la producción de crías se obtuvo con la proporción de 2 hembras para 8 machos (2H:8M), el promedio fue apenas de 40 ± 20 crías, con una fecundidad aproximadamente 4 veces inferior al mejor resultado. Entre los tratamientos los valores de fecundidad observados fueron significativamente distintos con un valor de $F=17.08$; $P(>F) 0.00086$ entre el tratamiento (8H:2M) y (2M:8H), lo que confirma que la proporción de sexos es una variable zootécnica muy importante en el potencial de cultivo de *P. hawaiiensis*. En el caso de *E. pecteniscrus* los resultados fueron completamente diferentes, la fecundidad obtenida fue prácticamente nula, para la proporción (8H:2M) el promedio de crías producidas fue 3 ± 2.6 , en la proporción (2H:8M) sólo en una réplica se encontró 1 cría, para la proporción (5H:5M) la media fue de 2 ± 1 crías. Los valores de fecundidad observados no fueron significativamente distintos $F=2.6$; $P(>F) 0.12$. (Fig. 16). Esta observación puede estar relacionada con aspectos de adaptación a las condiciones de cultivo del presente experimento que no se lograron controlar. Estos resultados deben ser interpretados con reserva dado que pueden no representar la fecundidad real de la especie, siendo que otros

factores no controlados pudieran estar interfiriendo con el proceso reproductivo de esta especie en las presentes condiciones de cautiverio. Por esta razón, se descartó a la especie para su cultivo en los siguientes experimentos, al no contar con las condiciones favorables para su cultivo y reproducción.

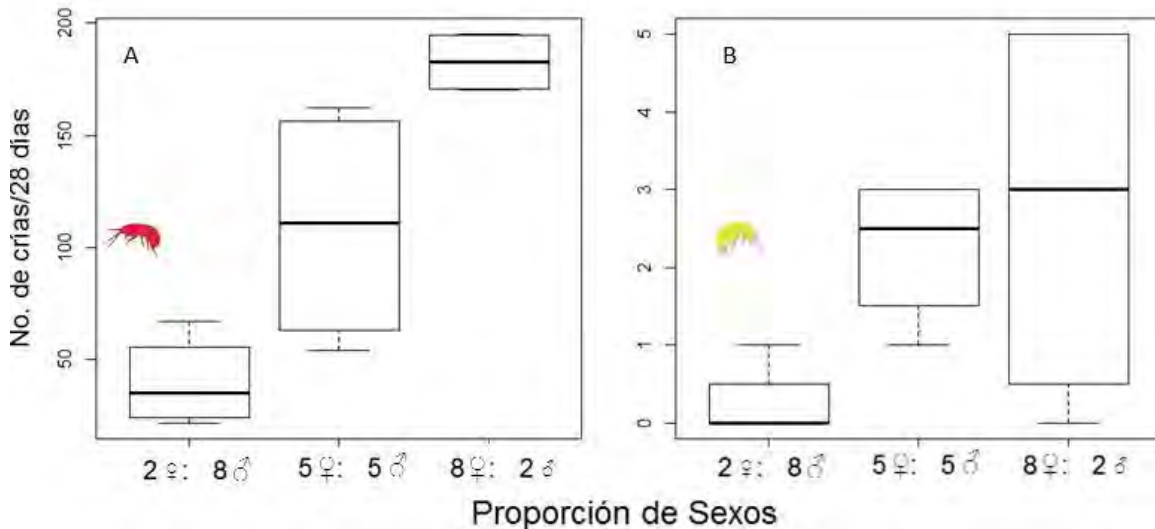


Figura 16 Comparación entre los tratamientos con diferentes proporciones sexuales 2 hembras: 8 machos (2H: 8M), 5 hembras: 5 machos (5H: 5M) y 8 hembras: 2 machos (8H: 2M) de las dos especies *P. hawaiiensis* (A) y *E. pecteniscrus* (B), se observa en A que el tratamiento con mayor fecundidad fue el de 8H: 2M, el tratamiento con 5H: 5M presentó una distribución mayor en el número de crías producidas, hay diferencia significativa entre 2H: 8M y 8H: 2M $F=17.08$ $P(>F) 0.0008622$. En el boxplot B se observa que la fecundidad fue muy pobre entre 0 y 5 crías para los 3 tratamientos.

5.6.3 Efecto del alimento sobre la fecundidad de *Parhyale hawaiiensis*

En este experimento solo se utilizó a la especie *P. hawaiiensis* porque fue la que mejor se adaptó a las condiciones de cultivo utilizadas durante el trabajo y se lograron producir suficientes crías, a diferencia de *E. pecteniscrus* donde las condiciones de cultivo no fueron las adecuadas para lograr la reproducción. La proporción sexual utilizada fue 8 hembras para 2 machos, el cultivo se mantuvo durante 28 días. Se obtuvo un promedio de crías de 176.8 ± 32 crías utilizando alimento de camarón de la marca Malta, con el alimento experimental adicionado con fitasa el promedio fue 163 ± 48 crías y con el alimento Wardley la media fue 193.6 ± 35.3 crías. El número de crías producidas por reproductores alimentados con los tres diferentes alimentos no presentó diferencia significativa al realizar una ANOVA $P(>F) 0.5572$ (Fig. 17 A). Aunque la dispersión de los datos cambio entre alimentos, para el alimento Malta esta dispersión fue menor comparada con el alimento

Wardley y mucho mayor con el alimento experimental el cual presentó la mayor dispersión entre los tres con valores de fecundidad por debajo de 100 organismos.

5.6.4 Crecimiento de crías con tres tipos de alimento *Parhyale hawaiensis*

La longitud total media obtenida para crías en crecimiento durante 30 días de cultivo para el alimento Malta fue 4.05 ± 2.13 mm, para el alimento a base de harina vegetal se obtuvo 3.51 ± 1.8 mm y para el alimento Wardley 4.23 ± 1.8 mm (Fig. 17 B). La tasa de crecimiento individual de las crías de anfípodos medida como el incremento de longitud por unidad de tiempo, no presentó un efecto significativo. Todos los anfípodos crecieron de manera similar a una tasa de 0.37 ± 0.013 mm/día independiente de la dieta (entre 2 mm a 5 mm), no existe diferencia en las medias ANOVA $Pr(>F)$ 0.1396. Las medias fueron similares estadísticamente y la dispersión también se comportó de igual manera con los tres alimentos a diferencia de fecundidad que la variabilidad si se vio modificada. La mortalidad fue del 6% distribuida homogéneamente entre los tres tratamientos.

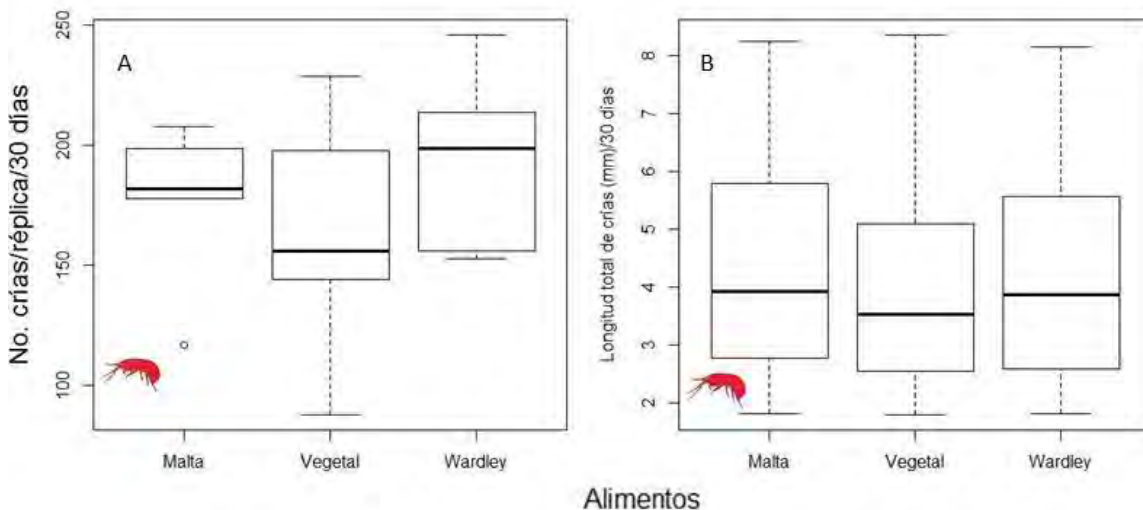


Figura 17 Efecto de la fecundidad por diferentes alimentos, no se observaron diferencias significativas ANOVA $Pr(>F)$ 0.5572 entre los tres tratamientos (Izquierda). El alimento para camarón de la marca Malta obtuvo una media de producción de 176.8 ± 32 crías presentando un valor extremo inferior, con el alimento experimental a base de harina vegetal adicionado con fitasa se obtuvo una mayor distribución en el número de crías producidas, obteniendo valores inferiores a 100 crías, con el alimento de pez tropical se obtuvieron los mayores valores de fecundidad (En la gráfica B el eje Y es dos órdenes de magnitud mayor que el eje de la gráfica A). En la gráfica B se observa la similitud del crecimiento e crías de anfípodos *P. hawaiensis* con las tres dietas, no existe diferencia en las medias ANOVA $P(>F)$ 0.1396, el crecimiento obtenido fue 0.37 ± 0.013 mm/día.

6 Discusión

Los resultados del presente estudio contribuyen a ampliar el conocimiento del potencial de cultivo de anfípodos marinos, aportando información sobre la biología poblacional, reproductiva y condiciones de cultivo de dos especies de anfípodos, *Parhyale hawaiiensis* y *Elasmopus pecteniscrus*. Dependiendo del potencial de estas dos especies podrían ser utilizadas como alimento auxiliar, complementario o reemplazar por completo los cultivos auxiliares más utilizados en larvas y juveniles de peces hoy en día, los cuales son, *Artemia* y rotíferos (Conceição *et al.* 2010).

6.1 Relación longitud-peso húmedo-peso seco-contenido energético

Los valores de peso seco pueden ser transformados en peso húmedo con la ecuación de la Figura 11 y en la Figura 12 se puede observar la ecuación con la que se puede obtener el peso a partir del largo total del anfípodo. La energía bruta medida como calorías por gramo de materia seca fue mayor en *P. hawaiiensis* (3994 ± 159 cal/g) que en *E. pecteniscrus* (3073 ± 197 cal/g), el valor obtenido para *Artemia* enriquecida de la marca PROAQUA fue muy similar al valor de los anfípodos, 4775 ± 268 cal/g. Esta cantidad de energía que contienen los anfípodos comparado con un organismo enriquecido con ácidos grasos se debe a que los gamáridos (Amphipoda) tienen una composición de lípidos similar al krill antártico (*Euphasia*) que es una fuente de omega-3 ácidos grasos poliinsaturados de cadena larga n-3 LC PUFA (Kolanowski *et al.* 2007). También se sabe que el grupo de caprelidos (Caprellidae) contienen altos valores de ácidos grasos como es el caso de la especie *Caprella mutica* y estos valores cambian dependiendo de la zona y alimento disponible (Cook *et al.* 2010). El valor mayor obtenido por la *Artemia* comparado con el valor obtenido por los anfípodos fue debido a que se utilizó *Artemia* enriquecida con soluciones comerciales ricas en ácidos grasos, el enriquecimiento del alimento vivo es una práctica bien conocida en acuicultura. Aunque es favorable el enriquecimiento de la *Artemia* para obtener un mayor valor nutricional en el alimento también aumenta considerablemente el costo de producción y mano de obra, sumado a esto el alto costo de los quistes. Por esto, es necesario encontrar dietas alternativas más baratas con calidad nutrimental similar para

mantener un costo de producción adecuado (Lim *et al.* 2003) además la *Artemia* no se encuentran en el medio natural de las larvas marinas y nutricionalmente no son adecuadas.

Con el análisis morfométrico de las especies de anfípodos estudiadas se encontró que en el medio natural y en cultivo de laboratorio los machos y las hembras de la especie *P. hawaiiensis* alcanzaron longitudes mayores que individuos de la especie *E. pecteniscrus*. En ambas especies de anfípodos estudiados los machos fueron 10% más grandes que las hembras, respecto a la media, este dimorfismo es común en los anfípodos e isópodos (Johnson *et al.* 2001) El dimorfismo sexual es comúnmente encontrado entre los gamáridos, no es visible hasta que los organismos se acercan a la madurez sexual. Esta característica fue encontrada para la especie *Gammarus troglophilus* cultivada bajo condiciones de laboratorio, los machos siempre alcanzaban longitudes mayores que su pareja en precópula (Jenio 1980). Se ha reportado en ejemplares silvestres de la especie *Melita zeylanica* un tamaño mayor en los machos (4.5 mm) y menor en las hembras (3.6 mm) (Krishnan y John 1974). También ocurre entre los caprelidos, como en el caso de *Caprella gorgonia* (Lewbel 1978). Esta diferencia de largo entre machos y hembras sugiere que existe una selección sexual provocada por la competencia entre machos, es considerado algo esencial para que el macho tenga un buen desempeño durante el período de precópula (Sexton 1928), ya que los machos más grandes tienen ventaja sobre los más pequeños para conseguir alimento y pareja (Parker 1974; Adams y Greenwood 1983). Esto fue confirmado con las observaciones de proporción sexual (Fig. 17) donde se obtuvo un mejor resultado de producción de crías (183 ± 14) con una proporción de 8 hembras: 2 machos, donde la competencia entre machos no fue muy grande, los machos no tenían que competir entre ellos al existir suficientes hembras disponibles, esto indica también que un macho puede formar amplexo con varias hembras y lograr fecundar a un número suficiente de hembras. Por otro lado con una proporción de 5 hembras: 5 machos el número de crías fue menor 110 ± 54 , aquí la competencia entre machos por conseguir una hembra se intensificó tenían que competir por conseguir pareja. La competencia por hembras fue aún mayor en el tratamiento de 4 machos para 1 hembra, donde la producción de crías fue cuatro veces menor (40 ± 20 crías) que el mejor resultado, los machos tuvieron que pelear entre ellos por

las hembras lo que resulto en más muertes de machos por el desgaste entre las peleas y el cuidado de la hembra. Con estas observaciones es claro que durante el cultivo lo recomendable es mantener proporciones sexuales sesgadas hacia las hembras, con las que se obtendrá una mayor producción de crías y se reducirán las peleas entre machos y por ende una mayor mortalidad de estos.

Esta ventaja en tamaño es muy útil cuando las hembras sólo están disponibles para el emparejamiento y reproducción durante un período muy corto de tiempo que sucede después de haber mudado (Johnson *et al.* 2001), como en el caso de los anfípodos, cuando el tejido es suave y elástico y el orificio del oviducto está abierta, además los machos durante la precópula tienen la tarea de cargar y cuidar a la hembra (Parker 1974), además un macho más grande puede cargar a una hembra de mayor tamaño que podrá producir más huevos. Se observó en laboratorio que durante el amplexo de la especie *P. hawaiiensis* era difícil separar mecánicamente a una pareja, el macho sujetaba a la hembra con suficiente fuerza, con sus gnatópodos. Esta adaptación es útil para contrarrestar los efectos y fuerza de las mareas o corrientes y evitar perder a la pareja. El comportamiento de amplexo no se observó en *E. pecteniscrus*, tal vez este dura un corto período de tiempo, menor que en *P. hawaiiensis* con lo cual no se pudo observar o simplemente las condiciones de cultivo no eran las adecuadas para que se llevará a cabo este comportamiento. Aunque esto concuerda con lo que Borowsky (1986) observó en *Elasmopus levis* donde las hembras ovularon sin la presencia de un macho y también en presencia de este, lo que sugiere que la presencia de un macho estimula la ovulación pero no es el único estímulo. Para *Hyallolella azteca* en ambiente natural el amplexo es influenciado por la depredación, por ejemplo en zonas con alta depredación hacia los anfípodos, las hembras comienzan a formar pareja con los machos después del 90% del ciclo de muda, mientras que en ausencia de depredadores la precópula comienza a la mitad del ciclo de muda (Shuhaimi y Pascoe 2001). El comportamiento de amplexo es muy útil en el laboratorio para la identificación a simple vista de los sexos de la especie, sumado al dimorfismo sexual, facilitando la modificación de la proporción sexual del cultivo.

6.2 Longitud y tiempo de primera cópula

Las hembras de *P. hawaiiensis* alcanzaron la madurez sexual a los 40-64 días con un promedio de 50.9 ± 5.8 días, con longitudes totales entre 5.54 mm y 7.8 mm. Los machos alcanzaron la madurez sexual a longitudes mayores (6.35 y 8.7 mm) que las hembras, para el mismo número de días. Esto muestra claramente que el incremento de longitud por muda fue mayor en machos comparado con hembras y los machos crecen más rápido que las hembras. Para ambas especies de anfipodos no se encontraron hembras ovígeras debajo de 6 mm de largo total del cuerpo lo que indica que la longitud de madurez sexual se encuentra de 6 a 7 mm. Para *P. hawaiiensis* Lee y Nicol (1980) reportan que crías cultivadas en laboratorio alcanzan la madurez sexual a los 28 días de vida a $21.0 \pm 1.6^\circ\text{C}$ alimentados con hojuelas para pez tropical y el macho se puede diferenciar de la hembra por el mayor desarrollo y tamaño del gnatópodo 2 en el macho. Después de estas 4 semanas comienza un incremento de tamaño y se conserva esta característica. En nuestro trabajo encontramos que para *P. hawaiiensis* la madurez sexual se alcanzó después de 40 días a una temperatura promedio de 24.0°C , esto se puede atribuir a las oscilaciones de $\pm 3^\circ\text{C}$ observados durante el cultivo de las crías las cuales fueron mayores que en el experimento de Lee y Nicol (1980) afectando en el desarrollo. Los gamáridos pueden tener una camada en invierno y una o más en primavera-verano. El número de generaciones por año y el número de camadas por hembra decrece con la latitud y la mayor actividad reproductiva se encuentra en los meses cálidos (Johnson *et al.* 2001), esto es muy claro de observar en la especie *P. hawaiiensis* estudiada en este trabajo donde una hembra puede tener una camada cada 15 días y producir alrededor de 12 crías por camada, al encontrarse en un clima cálido y los ciclos reproductivos son más rápidos, bajo estas condiciones de cultivo una hembra en un periodo de 6 meses después de alcanzar la madurez sexual puede llegar a producir aproximadamente 242 crías si tomamos en cuenta que el valor más común de crías por hembra son 12, además esta especie puede llegar a vivir más aunque no se sabe con certeza cuanto tiempo. Las hembras de la especie *Eriopisa chilensis* durante toda su vida pueden llegar a producir entre 35 a 139 crías (Aravind *et al.* 2007) casi un 50% menos que *P. hawaiiensis*. Algo importante es que se encontraron hembras con más de 30 embriones (Fig. 13) así que este valor puede ser mayor. Una ventaja para la producción que tienen las hembras de *P. hawaiiensis* es que no mueren después del periodo reproductivo y pueden

varios períodos de reproducción a lo largo del año a diferencia de los anfípodos de climas templados que solo presentan un dos ciclos reproductivos por año, uno en primavera-verano y otro en invierno (Johnson *et al.* 2001). Esto también se observa en la especie *Melita zeylandica* en la India donde las hembras maduran en 30 días y pueden producir más de 22 camadas por año en intervalos de solo 8 días (Krishnan y John 1974). No solo el clima afecta los ciclos de vida, también la disponibilidad de alimento juega un papel importante (Johnson *et al.* 2001)

El desarrollo embrionario al parecer es dependiente de la temperatura en los anfípodos, por ejemplo el desarrollo embrionario se redujo de 13 días a 10 °C a 3.5 días a 24 °C en *Caprella danilevskii* (Takeuchi y Hirano 1992; Cook *et al.* 2007). En *Caprella danilevskii* y *Caprella okadai* la duración del desarrollo embrionario está inversamente relacionado con la temperatura (Takeuchi y Hirano 1992). En el anfípodo *Hyale crassicornis* la tasa de crecimiento en cautiverio fue mayor a 25 °C que a 15°C y 20 °C (Tsoi *et al.* 2005). De igual forma en *Gammarus insensibilis* la influencia de la temperatura se observa en el número de estadios y el tiempo que les toma a los individuos para alcanzar la madurez sexual (Sheader 1996). En pruebas de laboratorio se observó en *G. pulex* un período entre mudas de 1 a 3 días a 15 °C, este periodo aumentó a 15 días (Willoughby y Sutcliffe 1976). En la especie dulceacuícola *Hyaella azteca* la temperatura puede ser efectiva en inducir un rápido desarrollo sexual, en verano el período entre ovulaciones fue de 7.2 días mientras que en invierno aumenta a 12.2 días. La calidad de la dieta es un factor que también influyó junto con la temperatura, al alimentar con una mezcla de levadura y *Elodea* el desarrollo fue más rápido que el de los organismos alimentados solo con *Elodea* (Wilder 1940).

En individuos de la especie *Gammarus aequicauda* mantenidos en cultivo de laboratorio se encontró que tanto los machos chicos y grandes preferían entrar en precópula con hembras más pequeñas que ellos (Prato *et al.* 2006). Esto también lo observamos en *P. hawaiiensis* y *E. pecteniscrus*, donde los machos de ambas especies preferían emparejarse con hembras más pequeñas. Esta clase de selección sexual puede llegar a beneficiar el cultivo de estos organismos, al prosperar organismos de mayor tamaño que producirán un número mayor de crías. Normalmente en los anfípodos las longitudes más grandes sugieren un mayor número de crías producidas por las hembras, esto por la relación entre el volumen del marsupio de

la hembra y el número de crías (Johnson *et al.* 2001). Para los peracáridos el número de crías producidas por hembra se encuentra entre 1 a más de 1000, pero comúnmente se encuentra entre 10 a 75 crías (Johnson *et al.* 2001). Se espera que especies de mayor tamaño con un mayor volumen en el marsupio, tiendan a tener un mayor número de crías. De acuerdo a esto muchas de las especies con mayor fecundidad son especies polares grandes o batipelágicas como el anfípodo *Gammaracanthus*. Para ambas especies de anfípodos estudiadas existe una relación lineal entre la longitud total de la hembra y la cantidad de huevos dentro del marsupio.

6.3 Fecundidad

El tamaño de camada en los peracáridos se encuentra entre 1 y 1000 pero entre 10-75 son los valores más usuales, como observamos *P. hawaiiensis* se encuentra entre los valores más comunes de fecundidad para los gamáridos. Para los caprélidos los valores del tamaño de camada van de 4 a 322 crías (Johnson *et al.* 2001). Se encontraron en un cultivo de laboratorio hembras de *P. hawaiiensis* con 4 a 21 embriones dentro del marsupio (Lee y Nicol 1980). Esto concuerda con los valores encontrados en la presente investigación, para hembras de *P. hawaiiensis* con 4 a 38 embriones dentro del marsupio. Se ha reportado para la especie *Caprella grandimana* (Baeza-Rojano *et al.* 2011) una fecundidad de 7.6 hasta 15.0 crías por hembra como máximo lo cual es una fecundidad menor a la encontrada en ambas especies de este estudio. En *Elasmopus levis* se ha reportado un promedio de crías de 25 con un promedio de 22.3 ± 2.1 (desde 8 hasta 41) (Borowsky 1986), en este estudio encontramos resultados similares para hembras silvestres de *E. pecteniscrus* donde el promedio fue de 9.8 ± 6.6 embriones y el intervalo fue de 5 a 25. En *Pontogammarus robustoides* que es un anfípodo grande con una longitud total entre 4.5 mm a 21.0 mm, con hembras ovígeras mayores a 8.5 mm, se ha registrado una fecundidad entre 11 a 185 crías con un promedio de 64.5, esto tiene relación con su gran tamaño (Bacela y Konopacka 2005). Otro anfípodo con una alta fecundidad es *Gammarus locusta* donde hembras con una longitud total de 13 mm registraron 156 embriones. Esta es una especie grande, las hembras miden entre 7 mm y 16 mm (Costa y Costa 1999). En *Gammarus chevreuxis* (Sexton 1928) se ha reportado un número máximo de 63 embriones pero lo normal es encontrar entre 30 y 40, que aun así es un valor alto. Para *Gammarus pulex* (Aravind *et al.*

2007) el número de huevos producidos por hembra se encuentra entre 4 y 29 una fecundidad muy similar a *P. hawaiiensis*.

El número medio de embriones encontrados en el marsupio de hembras silvestres de *P. hawaiiensis* fue de 12.0 ± 7.8 y 6.5 ± 4.7 para *E. pecteniscrus*. El número máximo de embriones encontrados fue de 38 para *P. hawaiiensis* y 14 para *E. pecteniscrus*. Hembras de *P. hawaiiensis* mayores a 9 mm registraron más de 25 embriones mientras que hembras menores a esta longitud no superaron los 25 embriones, por debajo de 6 mm no se encontraron hembras con embriones. Para *P. hawaiiensis* se encontraron embriones en el mismo estado de desarrollo, evidenciado por su misma forma en el marsupio lo que la hace una especie con fertilización y desarrollo embriológico simultáneo, lo que es muy común en los anfípodos, sin embargo, la posibilidad de que la fertilización de algunos huevos o la camada no se logre (Quintero *et al.* 1992). Esta fertilización simultánea ha sido observado en otras especies de anfípodos del género *Corophium* (Moore 1981). La mayoría de los invertebrados marinos, incluyendo muchos crustáceos, liberan larvas que tienen su desarrollo en el plancton. Los peracáridos son una excepción, este comportamiento tiene ventajas, como la protección de las crías por la madre, y al ser liberados en un estado más desarrollados son menos vulnerables a la depredación y quizás mejores en la búsqueda de alimento. Aunque esto tiene un coste energético alto para la madre (Johnson *et al.* 2001). Esta característica la observamos claramente en la especie estudiada *E. pecteniscrus* donde se encontraron crías completamente desarrolladas dentro del marsupio de las hembras.

Las hembras de *P. hawaiiensis* al ser más grandes (Fig. 10 A) pueden producir por evento reproductivo en promedio 12.0 ± 7.8 crías, mientras que *E. pecteniscrus* un 50% menos aproximadamente, 6.5 ± 4.7 . Podemos afirmar que en las condiciones de cultivo utilizadas. *Hawaiiensis* sería mejor opción que *Elasmopus pecteniscrus*, con el cultivo de *P. hawaiiensis* se lograría una mayor producción de anfípodos con una menor cantidad de hembras. Esta diferencia en fecundidad en laboratorio puede deberse a las condiciones de cautiverio que se utilizaron, claramente *P. hawaiiensis* se adaptó mejor a estas condiciones de cultivo, mientras que *E. pecteniscrus* no, por ejemplo Borowsky (1986) logró reproducir en laboratorio a la especie *Elasmopus levis* al utilizar manguera para imitar la heterogeneidad del medio natural y crear lugares de refugio para los organismos, nosotros usamos rocas

planas cubiertas de malla lo que nos hace pensar que no es el medio adecuado para la especie y tal vez necesiten estructuras similares a túneles para sentirse protegidos y así tener un comportamiento natural. El tipo de alimentación es para considerar también, *E. levis* fue alimentado con algas *Ulva lactuca* y nosotros alimentamos a *E. pecteniscrus* con hojuelas de pez tropical marino, este género tal vez sea estrictamente herbívoro.

6.4 Proporción sexual

Encontramos un mayor número de hembras que machos en las poblaciones silvestres muestreadas de *P. hawaiiensis* (2.24, N=3033) y *E. pecteniscrus* (1.34, N=1168), esto concuerda con lo que Moore (1981) encontró, proporciones sexuales en poblaciones de *Lembos websteri* y *Corophium bonnelli*, (ambas especies de regiones templadas) con sesgos hacia las hembras y es menos común hacia los machos o pueden tener variación estacional, con dominancia de machos en los meses fríos y dominancia de hembras en meses cálidos. Nuestros resultados confirman estas observaciones ya puesto que los anfípodos fueron recolectados en verano cuando la temperatura ambiente es mayor, aunque el cambio de temperatura entre estaciones no es tan marcado como en las regiones templadas. Una de las posibles explicaciones para las proporciones sexuales con tendencia hacia las hembras es la exposición a depredación por la búsqueda de hembras de parte de los machos (Appadoo y Myers 2004). En el caso opuesto, una proporción sexual con tendencia hacia los machos es un indicativo de un incremento en la longevidad de los machos, esto asegura la fertilización de todas las hembras (Powell y Moore 1991). Para el anfípodo dulceacuícola *Pontogammarus robustoides* la proporción sexual (machos para hembras) fue muy variable considerablemente desde 0.9 a 2.3 y 3.2 dependiendo de la época del año (Bacela y Konopacka 2005). Wenner (1972) mencionó que los cambios en la proporción de *Haustorius canraderise* se deben a que las hembras mueren más rápido posterior a la reproducción que los machos. Para conocer como varía a través del año la proporción de sexos de las especies estudiadas en este trabajo, se debe realizar un muestreo constante para saber cómo se comporta en las diferentes estaciones, aunque el cambio en temperatura no es tan marcado como en las regiones templadas, el efecto de las lluvias y nortes pueden afectar en la disponibilidad de recursos y con esto la dominancia de los machos o hembras, Sheader(1983) observó que los factores que influyen en la proporción sexual son la disponibilidad de alimento, depredación, tiempo en la que una hembra está

disponible para el emparejamiento con un macho, longevidad entre sexos, el clima. En los crustáceos se encuentran variaciones de la proporción sexual 1:1 (machos: hembras), en poblaciones de anfípodos e isópodos se encuentran proporciones sexuales sesgadas (Bulnheim 1978).

6.5 Canibalismo

Durante las observaciones en los experimentos de canibalismo donde se colocaron 10 crías por réplica y se agregaron adultos de hembras se observó que en *P. hawaiiensis*, los machos adultos depredan más crías de su misma especie 84% de las crías expuestas a los adultos, comparado con las hembras, 64 % de las crías. En anfípodos esta interacción biológica puede ser la causa principal de mortalidad en las crías (Duarte *et al.* 2010), por ejemplo en el género *Gammarus*, arriba del 10% de los organismos cultivados en laboratorio fueron comidos por su congéneres (Sexton 1928). Esto puede indicar que *P. hawaiiensis* requiere una fuente de alimento rico en nitrógeno (Agnew y Moore 1986). Otra especie de anfípodo *Eriopisa chilensis* basado en observaciones de laboratorio se puede categorizar como un organismo omnívoro que prefiere alimentarse de detrito y hojas de mangle, pero muestra un comportamiento canibal, pudiendo alimentarse de crías de su misma especie y también de exoesqueletos mudados (Aravind *et al.* 2007). Armsby y Tisch (2006) mencionan que con la diferencia de longitudes corporales entre y dentro de especies existe una alta probabilidad de que la depredación ocurra, demostraron que el anfípodo *Jassamarmorata* al ser de mayor tamaño (1 mm para las crías y hasta 12 mm en adultos) que el anfípodo *Apocorophium acutum* (1 mm las crías y hasta 4 mm los adultos) el primero se convertía en el depredador y existía muy poca depredación de *A. acutum* sobre *J. marmorata*. El canibalismo entre *J. marmorata* solo era significativo entre individuos de diferentes longitudes. Esto fue lo que se observó en nuestros experimentos donde las crías fueron comidas por los adultos al tener estos un mayor tamaño. El comportamiento de canibalismo de adultos hacia crías ha sido observado también en el anfípodo talítrido *Orchestoidea tuberculata* bajo condiciones de laboratorio, aumentando cuando existía una baja disponibilidad de alimento (Duarte *et al.* 2010). Ocurrió lo contrario en nuestras observaciones donde *P. hawaiiensis* a pesar de tener una fuente de alimento constante continuó depredando a las crías de su especie. Dick (1995) demostró en *Gammarus pulex* que machos en inanición de 7 días, atacaban y depredaban hembras recién

mudadas, con lo que se demuestra que no sólo las crías son depredados Bloor (2010) encontró que bajo condiciones de laboratorio *Gammarus pulex*, algo muy importante es la densidad de anfípodos, la cual no debe sobrepasar la capacidad de carga del sistema de cultivo, a altas densidades poblacionales la probabilidad de encuentro entre individuos aumenta y con ello la probabilidad de provocar lesiones o depredación directa de los individuos de mayor tamaño sobre los más pequeños de algunas especies como. El canibalismo de crías puede influenciar en el éxito de la producción, para disminuir las pérdidas por esta interacción biológica, se recomienda colocar diferentes estructuras como sustrato en las tinas o estanques de cultivo, esto proveerá a las crías de protección contra los adultos, así como superficie para su alimentación. En condiciones naturales los anfípodos se encuentran en su mayoría habitando algas, debajo de rocas y en cavidades formadas por sustratos duros y blandos. Estas estructuras proveen a los anfípodos de protección contra los depredadores, superficies para alimentarse, sitios de cortejo y apareamiento o criadero para las crías (Aikins y Kikuchi 2001).

6.6 Variables zootécnicas

Para la especie *E. pecteniscrus* no se logró su reproducción en laboratorio, solo se logró mantener con vida adultos pero las hembras no lograban producir una cantidad suficiente de crías (máximo 5 crías/hembra). Esto debe ser una consecuencia de la alimentación ineficiente, el alimento balanceado suministrado no fue favorable para esta especie, se desconoce la preferencia alimenticia de *Elasmopus pecteniscrus*, pero esta especie fue localizada y recolectada principalmente sobre algas filamentosas lo que puede sugerir que es una especie herbívora estricta, por lo que no logró digerir o asimilar los nutrientes en el alimento proporcionado, más enfocada a crustáceos omnívoros. Esta especie tal vez consuma exclusivamente algas, se observó en el lugar de recolecta que los organismos fueron localizados entre las algas de los estanques. Duran (2007) no encontró huevos en hembras silvestres de *Gammarus pulex* en verano y principios de otoño, lo que sugiere que el alimento de buena calidad es necesario para el crecimiento y maduración de los huevos y la supervivencia de las hembras que presentan cuidado parental.

En el experimento de los tres tipos de alimento proporcionados a *P. hawaiiensis* no resultaron en diferencias significativas de fecundidad. Los tres alimentos tienen diferente fuente de

proteína, dos (Pellet de Malta y alimento Wardley) ambos hechos a base de proteína animal al 40 % (harina de pescado) y un alimento experimental con base de proteína vegetal también al 40%. Se sabe que *P. hawaiiensis* es un anfípodo omnívoro y detritívoro (Shoemaker 1956), por lo que el tipo de proteína utilizado no afecta la fecundidad, aunque los resultados tuvieron una mayor dispersión con esta última, por lo que si se quieren tener resultados más uniformes y tener mayor control en la producción se recomendaría utilizar alimento a base de proteína animal, aunque tiene un mayor costo. Se tiene que seguir realizando investigación sobre las dietas para encontrar las óptimas para el crecimiento masivo de anfípodos. Se ha demostrado que la especie *P. hawaiiensis* es un importante consumidor de detrito, hojas de *Rhizophorastylosa* en descomposición (Poovachiranon *et al.* 1986), lo cual puede sustentar el hecho de que puede asimilar de manera correcta tanto la proteína animal como vegetal. Los anfípodos pueden obtener nutrientes de la microbiota asociada a la materia vegetal de las hojas en descomposición más que de material vegetal y hojas en descomposición. La amplia gama de dietas que esta especie en particular parecer poder ingerir y asimilar es una característica deseable en el organismo a cultivar, al aceptar alimento formulado minimiza los costos al no depender de un cultivo extra para la alimentación del organismo y también el alimento formulado es fácil de transportar y almacenar por largos períodos. Otro punto favorable de poder utilizar cualquier tipo de alimento formulado que cumpla con los requerimientos óptimos de la especie, es el poder elegir el que tenga un menor costo en el mercado y con esto reducir los costos de producción. Algunos experimentos de tasas de ingestión han demostrado que los anfípodos de la especie *Eriopisa chilensis* se alimentan de una gama muy amplia de alimentos como hojas de mangle, detrito, alga (*Chara sp.*) y algas verde-azules en crecimiento sobre las paredes del acuario de cultivo, (Aravind *et al.* 2007). Algunos autores han examinado el crecimiento de los anfípodos en relación de factores bióticos y abióticos como la salinidad (Steele y Steele 1991), la temperatura, edad y tamaño total (Pockl 1992) y el tipo de alimento (DeLong *et al.* 1993) los anfípodos crecieron bien comiendo algas vivas y materia orgánica animal. Los estudios que realizamos relacionados al crecimiento con respecto al tipo de alimento de las crías de *P. hawaiiensis* demostraron que los organismos pueden ser alimentados con alimento formulado ya sea para pez o camarón y se obtiene un crecimiento similar. Esto puede ser atribuido al hecho de que la especie es

detritívora (Shoemaker 1956). En condiciones naturales los camarones peneidos juveniles son considerados omnívoros o detritívoros, como la especie *Litopenaeusvannamei*(FAO 2006). Con estos camarones se ha probado el cultivo en sistemas de producción superintensivo basado en bio-floc, aumentando considerablemente la producción de camarón mundialmente, llegando a producir 103000 kg/ha (Browdy *et al.* 2009). Esta tecnología estimula el crecimiento de bacterias heterotróficas que asimilan los desechos nitrogenados y pueden ser utilizados como fuente de alimento por la especie cultivada, llevado a cabo en sistemas sin recambio de agua completamente cerrados (Ekasari *et al.* 2015). Los animales acuáticos como peces y camarones excretan amonio que puede acumularse en el estanque. La fuente de amonio es aportada por el alimento balanceado rico en proteínas (Avnimelech 1999). En sistemas altamente aireados, el amonio es oxidado por bacterias a nitrito y nitratos manteniendo los niveles bajos de los desechos nitrogenados tóxicos. Estos sistemas también proveen nutrientes esenciales extras a la dieta (Xu y Pan 2012) y enzimas digestivas exógenas (Xu y Pan 2013). El anfípodo *P. hawaiiensis* también es una especie detritívora por lo que se están realizando pruebas piloto en nuestro laboratorio con el sistema de biofloc, la cual es una línea de investigación prometedora.

A pesar del buen desarrollo de producción a gran escala de *Artemia*, copépodos y rotíferos, aún representan una pequeña variedad de organismos utilizados como alimento, los cuales no siempre cumplen con los requerimientos nutricionales óptimos necesarios para las diferentes etapas de especies de peces de importancia comercial (Ostrowski y Laidley 2001; Conceição *et al.* 2010). Además es necesario en la acuicultura de consumo y acuarofilia cubrir la demanda de alimento vivo de la industria que crece rápidamente, por lo que es necesario explorar alternativas más adecuadas a las necesidades nutricionales de los peces cultivados y mejorar el número de especies de peces cultivadas (Payne y Rippingale 2000; Støttrup 2003). Por otro lado los avances en la tecnología de las microdietas inertes y la formulación de alimentos en un futuro darán lugar a la sustitución del alimento vivo. Sin embargo esta sustitución será gradual y en muchas especies no será completa (Conceição *et al.* 2010). Los anfípodos, sobre todo las especies marinas, pueden llegar a representar una alternativa de alimento vivo para acuicultura, siendo una parte clave el alto valor nutrimental comparado con otro tipo de alimento (Moren *et al.* 2006; Moren *et al.* 2007; Woods 2009; Guerra-García *et al.* 2014).

A pesar de que los anfípodos son un grupo muy diverso, abundante y forman parte importante en las cadenas tróficas representando una gran biomasa de producción secundaria en sistemas acuáticos (Cunha *et al.* 2000), del cual se alimentan muchas especies de peces marinos y dulceacuícolas, siendo hasta un 24% de la dieta total de algunas especies (Pinnegar 2014), aún hay poco interés por explorar el cultivo de estos organismos para ser utilizados como presas en acuicultura. Los adultos de ambas especies de anfípodos de este estudio (con longitudes mayores a 5 mm hasta 11 mm para *P. hawaiiensis*) pueden ser utilizados para alimentar peces con un diámetro de boca mayor a 5 mm, muchos de los cuales son especies de ornato o crías de especies de consumo humano. Se conoce que los anfípodos son una fuente de alimento indispensable para un gran número de especies marinas y dulceacuícolas de interés comercial. Por ejemplo la mayoría de las especies de peces que comen caprélidos tienden a ser pequeñas (Demetropoulos *et al.* 1990; Teixeira y Musick 1995). Además los anfípodos gamáridos son el grupo más importante en la dieta de nueve peces carnívoros de la zona intermareal rocosa en Chile (Muñoz y Ojeda 1997). También los anfípodos constituyen el 59% de los organismos encontrados en el intestino de *Diplodus vulgaris* (Sala y Ballesteros 1997). En *Hippocampus erectus* los anfípodos pueden llegar a representar el hasta el 76.9% en caballitos de menos de cm y 95.5% de la dieta de caballitos adultos (Teixeira y Musick 2001).

Algunas especies de anfípodos han sido cultivadas en condiciones de laboratorio en estudios de desarrollo y crecimientos enfocados a conocer la historia de vida, para referencia de algunos trabajos ver la Tabla 2. También son comúnmente utilizados en análisis ambientales como especies indicadoras (Yuh Lee 1977; Redmond *et al.* 1994; Neuparth *et al.* 2002; Hyne *et al.* 2005; Ashton *et al.* 2007). Sin embargo con excepción de los trabajos de Baeza-Rojano (2010; 2013b) que han explorado a los anfípodos como alimento de cefalópodos, de salmónidos (Parsons *et al.* 1985; Suontama *et al.* 2007), también se han probado algunas especies como ingrediente de dietas en cultivo de bacalao y salmón (Moren *et al.* 2006). Con estos trabajos recientemente se ha descubierto el potencial de cultivo de los anfípodos como alimento vivo. También existe interés por conocer el valor nutrimental, Kolanowski (2007) estimó el contenido y composición de los ácidos grasos poliinsaturados en 5 especies de gamáridos dulceacuícolas, encontrando valores entre 75 y 130 g kg⁻¹ de peso seco, con 11-23 % de n-3 LC PUFA, con lo cual

pueden ser considerados como una fuente de ácidos grasos poliinsaturados para uso en la nutrición, farmacéutico y alimento animal. También se realizó el análisis del contenido nutricional de 7 especies de anfipodos marinos y 1 dulceacuícola, encontrando altos valores para proteínas entre 37.9 y 44.6% para las especies marinas y 20.3 -39.7% para las dulceacuícolas. En ambos casos con altos valores de ácidos grasos poliinsaturados 38.3% (Baeza-Rojano *et al.* 2014). Como observamos existe el interés por utilizar a los anfipodos como presa o parte de la dieta de peces en cultivo, aún se necesita profundizar en los aspectos reproductivos, contenido nutricional y sistemas de cultivo para ver hacia la producción no solo a escala de laboratorio sino también a escala de industria a mediana y gran escala, logrando un proceso productivo eficiente en la producción de biomasa y rentable económicamente. Sin embargo, excepto por las especies del grupo de caprellidos *Caprella mutica* (Nakajima y Takeuchi 2008) y *Caprellascaura* (Baeza-Rojano *et al.* 2013a) que han sido cultivadas con éxito y esta última enfocando su uso en acuicultura, ha sido muy reciente el interés en el desarrollo de cultivo de anfipodos, existe una amplia dispersión de valores en los valores de los parámetros o variables zootécnicas para la producción de anfipodos, siendo la gran mayoría especies templadas (Tabla 4).

A escala de laboratorio se ha probado con *Gammaruspulex* separar del cultivo general a las hembras claramente cargadas y en precópula y colocarlas en recipientes especiales con la base de malla de 0.5 mm de abertura por donde las crías liberadas podían pasar a un acuario más grande (McCahon y Pascoe 1988), esto ayuda a separar a las crías y poder criarlas alejadas de los adultos, lo que evitaría que fueran comidas. Las crías de *Gammaruspulex* con 25 días de edad son capaces de sobrevivir y tienen una longitud suficiente para defenderse y sufrir menos ataques por los machos (Bloor 2010).

Para que un organismo pueda ser usado como alimento y desarrollar un cultivo exitoso debe cumplir ciertas características, como tener un ciclo de vida corto, contar con una amplia distribución y ser representativo de la fauna local donde se piense desarrollar el cultivo, esto para no utilizar especies exóticas que alteren el equilibrio del ecosistema, que bajo condiciones controladas pueda sobrevivir y llevar su ciclo de vida y reproducción normalmente. Además muchas especies de anfipodos se caracterizan por tener un alto número de crías tras cada ciclo reproductivo y temprana maduración (Grabowski *et al.* 2007).

La investigación de alimentos vivos alternativos altamente energéticos y de fácil digestión es prioritaria y el desarrollo de las tecnologías de cultivo de las mismas es indispensable para impulsar la larvicultura (Støttrup *et al.* 1999). Con las observaciones en laboratorio nos damos cuenta que *P. hawaiiensis* parecer ser una especie con mucho potencial para reemplazar o suplementar el alimento vivo utilizado actualmente, porque cumple con aspectos y características que se buscan en una especie para cultivo, tales como: 1) Mejor adaptación a cultivo de laboratorio, se logró reproducir a diferencia de *E. pecteniscrus* que debe seguir siendo estudiada enfocando esfuerzos en su alimentación y medio de cultivo; 2) Mayor longitud total y peso que *E. pecteniscrus*, los valores para peso de *P. hawaiiensis* se encontraron entre 3 y 35 mg y con longitudes totales de a 12 mm mientras que *E. pecteniscrus* los pesos fueron 2 y 23 mg y las longitudes totales entre 2 y 11 mm; 3). Mayores valores de calorías por gramo (3993 ± 158) y *E. pecteniscrus* valores un poco arriba de 3000 calorías por gramo (3073 ± 197). Los resultados obtenidos nos permiten decir que *P. hawaiiensis* tiene algún potencial como alimento y es fácil mantenerla en condiciones de laboratorio. Por el momento para la especie *E. pecteniscrus* falta realizar más investigación para descubrir si tiene o no potencial en la acuicultura. También podemos sugerir probar diferentes temperaturas de cultivo para los anfípodos, para obtener el crecimiento óptimo, el que requiera menor tiempo de cultivo esto con vista a una mayor producción. Otro factor que no fue utilizado en esta investigación fue la densidad de cultivo, aunque sería muy interesante estudiar el efecto de la densidad de organismos en el crecimiento y sobrevivencia en laboratorio para posteriormente extrapolarlo a situaciones de cultivo de mayor escala. Para futuras investigaciones se recomienda utilizar biofloc como medio de cultivo, ya se están realizando pruebas piloto con la especie *P. hawaiiensis* y parece que son prometedores los resultados.

Tabla 2. Trabajos enfocados al estudio de Caprélidos y Gamáridos en diferentes temas como;biología, crecimiento y reproducción en cautiverio, estudios toxicológicos, análisis nutricional, uso como presas en acuicultura. Se describe también las condiciones de cultivo utilizadas.

Familia	Género/especies	País	Tema	Condiciones de cultivo: temperatura, salinidad, fotoperiodo, alimento, otros	Referencia
Ampithoidae	<i>Amphithoe valida</i>	USA	Cultivo para estudios de contaminación	23±1.5°C/30 ppt/Ulva/Aireación	1
Aoridae	<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>	Tanzania	Reproducción crecimiento	21±2°C/Detrito de acuario enriquecido con yema de huevo	2
Caprellidae	<i>Caprella danilevskii</i>	Japón	Crecimiento y reproducción	NR/ Agua marina/ NR/ <i>Cylindrotheeaealosterium</i> (Diatomea)	3
Caprellidae	<i>Caprella dilatata</i>	España	Análisis nutricional para su uso potencial en acuicultura	Extraídos del medio natural	4
Caprellidae	<i>Caprella equilibra</i>	España	Análisis nutricional para su uso potencial en acuicultura	Extraídos del medio natural	4
Caprellidae	<i>Caprella grandimana</i>	España	Historia de vida en condiciones de laboratorio	17°C/ 35.5 ppt/ 12 H Osc/12 H Luz/ Diatomeas liofilizadas <i>Phaeodactylumtricornutum</i> y <i>Tetraselmischuii</i>	5
Caprellidae	<i>Caprella mutica</i>	Inglaterra	Tolerancia fisiológica (T° y salinidad)	14°C/ ~35 ppt/ 8 H Osc/16 H Luz/ NR	6
Caprellidae	<i>Caprella mutica</i>	Escocia	Composición de ácidos grasos	13°C/ NR/ 10 H Osc/14 H Luz/ microalga <i>D. tertiolecta</i> , diatomea <i>P. tricornutum</i> y materia orgánica	7
Caprellidae	<i>Caprella mutica</i>	Japón	Efecto de la temperatura en el ciclo reproductivo	5, 10, 15, 20°C/ Agua de mar/ 12 H Osc/12 H Luz/ Hojuelas para pez Tetrafin	8
Caprellidae	<i>Caprella mutica</i>	Japón	Observaciones en biología reproductiva	19°C/ Agua marina artificial//Diatomea <i>Phaeodactylum</i> y <i>Artemia</i> /Sistema de recirculación y filtración	9
Caprellidae	<i>Caprella penantis</i>	España	Análisis nutricional para su uso potencial en acuicultura	Extraídos del medio natural	4
Caprellidae	<i>Caprellascaura</i>	España	Cultivo en laboratorio, para ver su potencial en acuicultura	18-23°C/ 37-39 ppt/ 10 H Osc/14 H Luz/ <i>ArtemiaspmicroalgasIsochrysis galbanay Tetraselmisuecica</i>	10

Corophiidae	<i>Corophiuminsidiosum</i>	Alemania	Ciclo de vida	10°C/ 29-33 ppt/ NR/ <i>Brachionus plicatilis</i> (rotífero), detrito, polvo de <i>Ulva</i> y levadura y el flagelado <i>S. faeroense</i>	11
Dogielinotidae	<i>Hyallega azteca</i>	USA	Observación de la biología	21 °C/ Agua dulce/ 12 H Osc/12 H Luz/ <i>Chlorella sp.</i>	12
Dogielinotidae	<i>Hyallega azteca</i>	USA	Reproducción en laboratorio para estudios de contaminación de suelos	20 °C/Agua dulce/ 8 H Osc/ 16 H Luz/ Hojuelas para pez TetraMin y alga <i>Selenastrumcapricornutum</i> .	13
Dogielinotidae	<i>Hyallega azteca</i>	USA	Efecto del crecimiento en la reproducción	23 °C ±1°C /Agua dulce/ 8 H Osc/16 H Luz/ Alimento para conejo molido y tamizado /Aireación	14
Dogielinotidae	<i>Hyallega azteca</i>	Reino Unido	Aspectos de crecimiento, desarrollo y reproducción	Agua dulce sin cloro/aireación/ <i>Alnus glutinosa</i> como alimento y Tetramin/	15
Eriopisidae	<i>Eriopisa chilensis</i>	India	Historia de vida y dinámica poblacional	26°C/ 19 ppt/ NR/ Alga seca (<i>Chara sp.</i>), algas verde-azules	16
Eriopisidae	<i>Eriopisaspp.</i>	India	Presa para caballito de mar <i>Hippocampus trimaculatus</i>	Extraídos del medio natural	
Gammaridae	<i>Echinogammarus marinus</i>	Portugal	Influencia de la temperatura y salinidad sobre el desarrollo embrionario, fecundidad y crecimiento	10, 15 y 20°C/ 10, 15, 20 y 25 ppt/sin aireación/ 12 H Osc/ 12 H Luz/ <i>F. vesiculosus</i> y picada	17
Gammaridae	<i>Gammarus aequicauda</i>	Italia	Potencial de la especie para exámenes de toxicidad de sedimentos	7, 15, 18 y 20°C/ 25,15,13 ppt/ Macroalga <i>Chaetomorpha linum</i> , Tetra Min y mezcla de estos dos alimentos 1:1	18
Gammaridae	<i>Gammarus duebeni</i>	Alemania	Observación de factores determinantes en la propoción sexual	15°C/ 10 ppt/ NR/ Alga congelada <i>Enteromorpha sp.</i> Patatas, <i>Enchytraeus albidus</i> , alimento para pez TetraMin	19
Gammaridae	<i>Gammarus duebeni celticus</i>	Alemania	Observación del canibalismo y transmisión parasitaria	7-9°C/ Agua dulce/ 15 H Osc/ 9 H Luz/ Pellet para pez gato	20
Gammaridae/Gammaridae	<i>Gammarus duebeni celticus/ Gammarus pulex</i>	Irlanda del Norte	Observaciones sobre el comportamiento caníbal	10 °C/ Agua dulce/6 H Osc/ 18 H Luz/ Pellet para pez gato	21

Gammaridae/Talitridae/Gammaridae	<i>Gammarusduebeni/Orchestia gammarellus/Gammarus pulexand</i>	Escocia	Descripción de una técnica de cultivo <i>in vitro</i> de huevos	15-17°C/ 10-15 ppt/ 10 HOsc/14 H Luz/ Zanahoria	22
Gammaridae	<i>Gammarusfasciatus</i>	USA	Efecto del tipo de alimento en el crecimiento	20 °C/ Agua dulce/ 12 H Osc/12 H Luz / Algas y materia orgánica,	23
Gammaridae	<i>Gammaruslacustris</i> Sars	Rusia	Características de crecimiento	10 ±1°C hasta 20°C /29 a 33 ppt/ pH 7.8-8.4/Rotíferos y detrito 1:1/ <i>Ulva</i> en polvo	24
Gammaridae	<i>Gammaruspulex</i>	Inglaterra	Cultivo para su uso en exámenes ecotoxicológicos	15 °C/ Agua dulce / 8 H Osc/16 H Luz / Hojas de <i>Alnus</i> spp.	25
Gammaridae	<i>Gammaruspulex</i>	Inglaterra	Cultivo para su uso en exámenes ecotoxicológicos	/Agua dulce sin cloro/ Aireación y flujo continuo/Hojas de diferentes árboles, roble, castaño	26
Gammaridae	<i>Gammarus</i> spp.	USA	Cultivo en laboratorio	70 a 36 ° F/ Agua de mar / Similar al medio ambiente / <i>Ulva</i> y <i>Enteromorpha</i>	27
Gammaridae	<i>GammarusTroglophilus</i>	USA	Observaciones del crecimiento y sobrevivencia	15°C/Agua dulce/24 H 3Osc total/ Hojuelas para pez TetraMin /aireación	28
Hyalellidae	<i>Hyallelapleoacuta/H. castroi</i>	Brasil	Observaciones del periodo intermuda y el crecimiento postembrional	19 °C/ Agua dulce / 12 H Osc/12 H Luz / <i>Salvinia</i> spp. Alimento TetraDiskus	29
Hyalidae	<i>Hyalecrassicornis</i>	China	Efecto de la salinidad y temperatura en la sobrevivencia y crecimiento	24-26°C/29-32 ppt/pH 7-8.5/Oxígeno disuelto 4.7-6.8 mg l ⁻¹ / Agua de mar artificial /Aireación/10 H Osc/ 14 H Luz/krill seco y congelado y <i>Ulva lactuca</i>	30
Hyalidae	<i>Hyale media</i>	México	Uso como presa para <i>Octopus maya</i>	Extraídos del medio natural	31
Hyalidae	<i>Hyaleperieri</i>	España	Análisis nutrimental para su uso potencial en acuicultura	Extraídos del medio natural	4
Ischyroceridae	<i>Jassas</i> spp.	España	Análisis nutrimental para su uso potencial en acuicultura	Extraídos del medio natural	4
Maeridae/Hyalidae	<i>Elasmopus pecteniscrus/Parhyale</i>	México	Potencial de la especie para uso como presa en acuicultura	24 ±2°C/37± 1 ppm/ 16 H Osc/8 H Luz/Pellet de camarón, hojuelas para pez marino Wardley/ Sin aireación	Presente

<i>hawaiensis</i>					estudio
Maeridae	<i>Elasmopuslevis</i>	NY, USA	Observación de patrones clave en la reproducción	20°C/ 29 ppt/ NR*/ <i>Ulva lactuca</i>	32
Maeridae	<i>Elasmopusrapax</i>	España	Análisis nutricional para su uso potencial en acuicultura	Extraídos del medio natural	4
Melitidae	<i>Melita plumulosa</i>	Australia	Ciclo de vida	21-23 °C/ 30 ppt/ NR/ Sera Micron, Sera Fishtamins y <i>Phaeodactylumtricornutum</i>	33
Melitidae	<i>Melita plumulosa</i>	Australia	Desarrollo embrionario	25°C/ 25 ppt/ Sera Micron y Sera Fishtamin	34

NR No reportado

1 (Yuh Lee 1977)

2 (Myers 1971)

3 (Takeuchi y Hirano 1991)

4 (Baeza-Rojano *et al.* 2014)

5 (Baeza-Rojano *et al.* 2011)

6 (Ashton *et al.* 2007)

7 (Cook *et al.* 2010)

8 (Hosono 2009)

9 (Nakajima y Takeuchi 2008)

10 (Baeza-Rojano *et al.* 2013a)

11 (Nair y Anger 1979)

12 (Dehdashti y Lightner 1991)

13 (Nelson y Brunson 1995)

14 (Moore y Daniel 1996)

15 (Othman y Pascoe 2001)

16 (Aravind *et al.* 2007)

- 17(Maranhão y Marques 2003)
- 18(Prato y Biandolino 2005)
- 19(Bulnheim 1978)
- 20(McNeil *et al.* 2003)
- 21(Dick 1995)
- 22(Morritt y Spicer 1996)
- 23(Delong *et al.* 1993)
- 24(Yemelyanova *et al.* 2002)
- 25(Bloor 2010)
- 26(McCahon y Pascoe 1988)
- 27(Sexton 1928)
- 28(Nelson y Wilhelm 2011)
- 29(da Silva Castiglioni *et al.* 2007)
- 30(Tsoi *et al.* 2005)
- 31(Baeza-Rojano *et al.* 2013b)
- 32(Borowsky 1986)
- 33(Hyne *et al.* 2005)
- 34(Mann y Hyne 2008)

7 Conclusiones

Ambas especies de anfípodos del estudio *P. hawaiiensis* y *E. pecteniscrus* tienen valores de calorías por gramo de materia seca, 3994 ± 159 cal/g (16710 kJ/g) y 3073 ± 197 cal/g (12857 kJ/g) respectivamente, muy cercanos a los valores de *Artemia* congelada enriquecida 4775 ± 268 cal/g. Esto es algo muy importante porque el enriquecimiento es una técnica útil pero a la vez aumenta los costos de producción y mano de obra, y con los anfípodos no se tendría que recurrir a ella.

Los machos de *P. hawaiiensis* tienen un comportamiento caníbal hacia las crías y hembras recién mudadas. Es un punto importante a tomar en cuenta al momento de cultivo, al ser un factor que afecte negativamente los valores de producción. Se tiene que aumentar la heterogeneidad del medio de cultivo para proveer de refugios suficientes para las crías y hembras.

P. hawaiiensis mostró una mejor adaptación a las condiciones de laboratorio logrando mejores resultados en la fecundidad, mientras que *E. pecteniscrus* logró mantenerse viva pero no se logró su reproducción.

La proporción de sexos en el cultivo afecta significativamente la fecundidad de *P. hawaiiensis* mostrando valores más altos al mantener 4 hembras para 2 machos, por lo cual es recomendable utilizar proporciones sexuales sesgadas hacia las hembras para mejorar la producción de crías y disminuir la competencia entre machos.

P. hawaiiensis presenta la capacidad de aceptar alimentos a base de diferentes tipos de harina, como la harina de pescado con proteína al 40% y harina vegetal también al 40%. Los tres tipos de alimento probados no resultaron en diferencias significativas de fecundidad y crecimiento.

Existe una gran variedad de especies en las costas mexicanas que deben ser estudiadas para determinar su potencial uso como presas en acuicultura para lo cual se necesita conocer mejor el ciclo de vida, fecundidad en laboratorio, tipo de alimento suministrado y enfocarse en un protocolo de cultivo.

8 Bibliografía

- Adams, J. y Greenwood, P. (1983). "Why are males bigger than females in pre-copula pairs of *Gammarus pulex*?" Behavioral Ecology and Sociobiology **13**(4): 239-241.
- Agnew, D. J. y Moore, P. G. (1986). "The feeding ecology of two littoral amphipods (Crustacea), *Echinogammarus pirloti* (Sexton & Spooner 1940) and *E. obtusatus* (Dahl 1938)." Journal of Experimental Marine Biology and Ecology **103**(1-3): 203-215.
- Aikins, S. y Kikuchi, E. (2001). "Studies on habitat selection by amphipods using artificial substrates within an estuarine environment." Hydrobiologia **457**(1-3): 77-86.
- Appadoo, C. y Myers, A. A. (2004). "Reproductive bionomics and life history traits of three gammaridean amphipods, *Cymadusa filosa* Savigny, *Ampithoe laxipodus* Appadoo and Myers and *Mallacoota schellenbergi* Ledoyer from the tropical Indian Ocean (Mauritius)." Acta Oecologica **26**(3): 227-238.
- Aravind, N. P., Sheeba, P., Nair, K. K. C. y Achuthankutty, C. T. (2007). "Life history and population dynamics of an estuarine amphipod, *Eriopisa chilkinsis* Chilton (Gammaridae)." Estuarine, Coastal and Shelf Science **74**(1-2): 87-95.
- Armsby, M. y Tisch, N. (2006). "Intraguild predation and cannibalism in a size-structured community of marine amphipods." Journal of Experimental Marine Biology and Ecology **333**(2): 286-295.
- Ashton, G. V., Willis, K. J., Burrows, M. T. y Cook, E. J. (2007). "Environmental tolerance of *Caprella mutica*: Implications for its distribution as a marine non-native species." Marine Environmental Research **64**(3): 305-312.
- Avnimelech, Y. (1999). "Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems." Aquaculture **176**(3-4): 227-235.
- Bacela, K. y Konopacka, A. (2005). "The life history of *Pontagammarus robustoides*, an alien amphipod species in polish." Journal of Crustacean Biology **25**(2): 190-195.
- Baeza-Rojano, E. (2012). "Crustáceos anfípodos: una alternativa al alimento vivo usado tradicionalmente en acuicultura." Chronica Naturae **2**: 64-72.
- Baeza-Rojano, E., Calero-Cano, S., Hachero-Cruzado, I. y Guerra-García, J. M. (2013a). "A preliminary study of the *Caprella scaura* amphipod culture for potential use in aquaculture." Journal of Sea Research **83**: 146-151.
- Baeza-Rojano, E., Domingues, P., Guerra-García, J. M., Capella, S., Noreña-Barroso, E., Caamal-Monsreal, C. y Rosas, C. (2013b). "Marine gammarids (Crustacea: Amphipoda): a new live prey to culture *Octopus maya* hatchlings." Aquaculture Research **44**(10): 1602-1612.
- Baeza-Rojano, E., García, S., Garrido, D., Guerra-García, J. M. y Domingues, P. (2010). "Use of Amphipods as alternative prey to culture cuttlefish (*Sepia officinalis*) hatchlings." Aquaculture **300**(1-4): 243-246.
- Baeza-Rojano, E., Guerra-García, J. M., Cabezas, M. P. y Pacios, I. (2011). "Life history of *Caprella grandimana* (Crustacea: Amphipoda) reared under laboratory conditions." Marine Biology Research **7**(1): 85-92.
- Baeza-Rojano, E., Hachero-Cruzado, I. y Guerra-García, J. M. (2014). "Nutritional analysis of freshwater and marine amphipods from the Strait of Gibraltar and potential aquaculture applications." Journal of Sea Research **85**: 29-36.

- Barnard, J. L. y Karaman, G. S. (1991). "The families and genera of marine *Gammaridean Amphipoda* (except marine Gammaroids). Part 1." Records of the Australian Museum, Supplement **13**(1): 1-417.
- Bloor, M. (2010). "Animal standardisation for mixed species ecotoxicological studies: Establishing a laboratory breeding programme for *Gammarus pulex* and *Asellus aquaticus*." Zoologica Baetica(21): 179-190.
- Borowsky, B. (1986). "Laboratory observations of the pattern of reproduction of *Elasmopus levis* (crustacea: Amphipoda)." Marine Behaviour and Physiology **12**(4): 245-256.
- Browdy, C. L., Venero, J. A., Stokes, A. D. y Leffler, J. (2009). 33 - Superintensive bio-floc production technologies for marine shrimp *Litopenaeus vannamei*: technical challenges and opportunities. New Technologies in Aquaculture. G. Burnell yG. Allan, Woodhead Publishing: 1010-1028.
- Browne, W. E., Price, A. L., Gerberding, M. y Patel, N. H. (2005). "Stages of embrhyonic development in the amphipod crustacean, *Parhyale hawaiiensis*." Genesis **42**: 124-149.
- Bulnheim, H.-P. (1978). "Interaction between genetic, external and parasitic factors in sex determination of the crustacean amphipod *Gammarus duebeni*." Helgoländer wissenschaftliche Meeresuntersuchungen **31**(1-2): 1-33.
- Calado, R., Pimentel, T., Vitorino, A., Dionísio, G. y Dinis, M. T. (2008). "Technical improvements of a rearing system for the culture of decapod crustacean larvae, with emphasis on marine ornamental species." Aquaculture **285**(1-4): 264-269.
- Conceição, L. E. C., Yúfera, M., Makridis, P., Morais, S. y Dinis, M. T. (2010). "Live feeds for early stages of fish rearing." Aquaculture Research **41**(5): 613-640.
- Cook, E. J., Shucksmith, R., Orr, H., Ashton, G. V. y Berge, J. (2010). "Fatty acid composition as a dietary indicator of the invasive caprellid, *Caprella mutica* (Crustacea: Amphipoda)." Marine Biology **157**(1): 19-27.
- Cook, E. J., Willis, K. J. y Lozano-Fernandez, M. (2007). "Survivorship, growth and reproduction of the non-native *Caprella mutica* Schurin, 1935 (Crustacea: Amphipoda)." Hydrobiologia **590**(1): 55-64.
- Corona, A., Soto, L. A. y Sánchez, A. J. (2000). "Epibenthic amphipod abundance and predation efficiency of the pink shrimp *Farfantepenaeus duorarum* (Burkenroad, 1939) in habitats with different physical complexity in a tropical estuarine system." Journal of Experimental Marine Biology and Ecology **253**(1): 33-48.
- Costa, F. O. y Costa, M. H. (1999). "Life history of the amphipod *Gammarus locusta* in the Sado estuary (Portugal)." Acta Oecologica **20**(4): 305-314.
- Cunha, M., Sorbe, J. y Moreira, M. (2000). "The amphipod *Corophium multisetosum* (Corophiidae) in Ria de Aveiro (NW Portugal). I. Life history and aspects of reproductive biology." Marine Biology **137**(4): 637-650.
- Cházaro-Olvera, S., Windfield, I., Ortiz, M. y Álvarez, F. (2002). "Peracarid crustaceans from three inlets in the southwestern Gulf of Mexico: new records and range extensions." Zootaxa **123**: 1-16.
- da Silva Castiglioni, D., Garcia-Schroeder, D., Barcelos, D. F. y Bond-Buckup, G. (2007). "Intermolt duration and postembryonic growth of two sympatric species of *Hyalella* (Amphipoda, Dogielinotidae) in laboratory conditions." Nauplius **15**(2): 57-64.
- Dehdashti, B. y Lightner, D. V. (1991). "Observations on the Biology of *Hyalella azteca* (Amphipoda) in a Closed System. A Study of a Model Ecosystem in Microgravity." Crustaceana **61**(3): 233-240.

- Delong, M. D., Summers, R. B. y Thorp, J. H. (1993). "Influence of Food Type on the Growth of a Riverine Amphipod, *Gammarus fasciatus*." Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences **50**(9): 1891-1896.
- Demetropoulos, C. L., Braithwaite, L. F., Maurer, B. A. y Whiting, D. (1990). "Foraging and dietary strategies of two sublittoral cottids, *Jordania zonope* and *Arteidius harringtoni*." Journal of Fish Biology **37**(1): 19-32.
- Dhert, P., Rombaut, G., Suantika, G. y Sorgeloos, P. (2001). "Advancement of rotifer culture and manipulation techniques in Europe." Aquaculture **200**(1): 129-146.
- Dick, J. T. A. (1995). "The cannibalistic behaviour of two *Gammarus* species (Crustacea: Amphipoda)." Journal of Zoology **236**(4): 697-706.
- Duarte, C., Jaramillo, E., Contreras, H. y Acuña, K. (2010). "Cannibalism and food availability in the talitrid amphipod *Orchestoidea tuberculata*." Journal of Sea Research **64**(3): 417-421.
- Duran, M. (2007). "Life cycle of *Gammarus pulex* (L.) in the River Yesilirmak " Turkish Journal of Zoology **31**: 389-394.
- Ekasari, J., Rivandi, D. R., Firdausi, A. P., Surawidjaja, E. H., Zairin Jr, M., Bossier, P. y De Schryver, P. (2015). "Biofloc technology positively affects Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) larvae performance." Aquaculture **441**: 72-77.
- Escobar-Briones, E. y Windfield, I. (2003). "Checklist of the benthic gammaridea and caprellidea (Crustacea: Peracarida: Amphipoda) from the Gulf of Mexico continental shelf and slope." Belgian Journal of Zoology **133**(1): 37-44.
- Faleiro, F., Narciso, L. y Vicente, L. (2008). "Seahorse behaviour and aquaculture: How to improve *Hippocampus guttulatus* husbandry and reproduction?" Aquaculture **282**(1-4): 33-40.
- FAO (2006, 7 April 2006). "Programa de información de especies acuáticas. *Penaeus vannamei*. Programa de información de especies acuáticas." from http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Penaeus_vannamei/es.
- Felder, D. L. y Camps, D. K. (2010). Gulf of Mexico-Origins, Waters, and Biota, Texas A&M Press, College Station.
- Foster, J., LeCroy, S., Heard, R. y Vargas, R. (2009). Gammaridean Amphipods. Marine Biodiversity of Costa Rica, Central America. I. Wehrtmann yJ. Cortés, Springer Netherlands. **86**: 265-274.
- García, J. M. G. y Figueroa, J. M. T. d. (2009). "What do caprellids (Crustacea: Amphipoda) feed on?" Mar Biol(156): 1881-1890.
- García, L. M. B., Hilomen-García, G. V., Celino, F. T., Gonzales, T. T. y Maliao, R. J. (2012). "Diet composition and feeding periodicity of the seahorse *Hippocampus barbouri* reared in illuminated sea cages." Aquaculture **358-359**(0): 1-5.
- Glazier, D. S. (2014). In book: Reference Module in Earth Systems and Environmental Sciences, Elsevier: 89-115.
- Goeke, G. D. y Gathof, J. M. (1983). "Amphipods of the family Ampeliscidae (Gammaridea). II. Notes on the occurrence of *Ampelisca holmesi* in the northern Gulf of Mexico." Gulf Research Reports(7): 289-291.
- Grabowski, M., Bacela, K. y Konopacka, A. (2007). "How to be an invasive gammarid (Amphipoda: Gammaroidea)—comparison of life history traits." Hydrobiologia **590**(1): 75-84.
- Guerra-García, J. M., Corzo, J. y García-Gómez, J. (2002). "Clinging behaviour of the Caprellidea (Amphipoda) from the Strait of Gibraltar " Crustaceana **75**: 41-50.
- Guerra-García, J. M., Tierno de Figueroa, J. M., Navarro-Barranco, C., Ros, M., Sánchez-Moyano, J. E. y Moreira, J. (2014). "Dietary analysis of the marine Amphipoda (Crustacea: Peracarida) from the Iberian Peninsula." Journal of Sea Research **85**: 508-517.
- Hickman, C. P., Roberts, L. S. y Parson, A. (1998). Principios Integrales de Zoología Madrid, España, McGraw-Hill Interamericana

- Hosono, T. (2009). "Effect of temperature on the duration of reproductive cycles of female *Caprella mutica* (Crustacea: Amphipoda) in the laboratory." Marine Biodiversity Records **2**: 1-6.
- Huston, M. (1979). "A general hypothesis of species diversity." The American Naturalist **113**(1): 81-101.
- Hyne, R. V., Gale, S. A. y King, C. K. (2005). "Laboratory culture and life-cycle experiments with the benthic amphipod *Melita plumulosa* (zeidler)." Environmental Toxicology and Chemistry **24**(8): 2065-2073.
- Jenio, F. (1980). "The Life Cycle and Ecology of *Gammarus troglophilus* Hubricht & Mackin." Crustaceana **6**: 204-215.
- Job, S. D., Do, H. H., Meeuwing, J. J. y Hall, H. J. (2002). "Culturing the oceanic seahorse *Hippocampus kuda*." Aquaculture **214**: 333-341.
- Johnson, W. S., Stevens, M. y Watling, L. (2001). Reproduction and development of marine peracaridans. Advances in Marine Biology, Academic Press. **Volume 39**: 105-260.
- Kolanowski, W., Stolyhwo, A. y Grabowski, M. (2007). "Fatty acid composition of selected fresh water gammarids (Amphipoda, Crustacea): a potentially innovative source of omega-3 LC PUFA." Journal of the American Oil Chemists' Society **84**(9): 827-833.
- Koldewey, H. J. y Martin-Smith, K. M. (2010). "A global review of seahorse aquaculture." Aquaculture **302**(3-4): 131-152.
- Krishnan, L. y John, P. A. (1974). "Observations on the breeding biology of *Melita zeylanica* Stebbing, a brackish water amphipod." Hydrobiologia **44**(4): 413-430.
- Lavens, P. y Sorgeloos, P. (1996). Manual on the production and use of live food for aquaculture. Rome, FAO.
- Ledoyer, M. (1986). "Faune mobile des herbiers de phanérogames marines (*Halodule* et *Thalassia*) de la Laguna de Términos (Mexique, Campeche). II. Les Gammariens (Crustacea)." Anales del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología(13): 171-200.
- Lee, W. Y. y Nicol, J. A. C. (1980). "Toxicity of a fuel oil to the eggs of *Parhyale hawaiiensis* and *Amphithoe valida* (amphipoda)." Marine Environmental Research **3**(4): 297-305.
- Lewbel, G. S. (1978). "Sexual dimorphism and intraspecific aggression, and their relationship to sex ratios in *Caprella gorgonia* Laubitz & Lewbel (Crustacea: Amphipoda: Caprellidae)." Journal of Experimental Marine Biology and Ecology **33**(2): 133-151.
- Lim, L. C., Dhert, P. y Sorgeloos, P. (2003). "Recent developments in the application of live feeds in the freshwater ornamental fish culture." Aquaculture **227**: 319-331.
- Lin, Q., Gao, Y., Sheng, J., Chen, Q., Zhang, B. y Lu, J. (2007). "The effects of food and the sum of effective temperature on the embryonic development of the seahorse, *Hippocampus kuda* Bleeker." Aquaculture **262**(2-4): 481-492.
- Lin, Q., Lin, J. y Zhang, D. (2008). "Breeding and juvenile culture of the lined seahorse, *Hippocampus erectus* Perry, 1810." Aquaculture **277**(3-4): 287-292.
- Lin, Q., Lin, J., Zhang, D. y Wang, Y. (2009). "Weaning of juvenile seahorses *Hippocampus erectus* Perry, 1810 from live to frozen food." Aquaculture **291**(3-4): 224-229.
- Lockyear, J., Kaiser, H. y Hecht, T. (1997). "Studies on the captive breeding of the Knysna seahorse, *Hippocampus capensis*." Aquat. Sci. Conserv.(1): 129-136.
- Lourido, A., Juan, M. y S., T. J. (2008). "Assemblages of peracarid crustaceans in subtidal sediments from the Ría de Aldán (Galicia, NW Spain)." Helgol Mar Res **62**: 289-301.
- Mann, R. M. y Hyne, R. V. (2008). "Embryological Development of the Australian Amphipod, *Melita plumulosa* Zeidler, 1989 (Amphipoda, Gammaridea, Melitidae)." Crustaceana **81**(1): 57-66.

- Maranhão, P. y Marques, João C. (2003). "The influence of temperature and salinity on the duration of embryonic development, fecundity and growth of the amphipod *Echinogammarus marinus* Leach (Gammaridae)." Acta Oecologica **24**(1): 5-13.
- McCahon, C. P. y Pascoe, D. (1988). "Culture techniques for three freshwater macroinvertebrate species and their use in toxicity tests." Chemosphere **17**(12): 2471-2480.
- McKinney, L. D. (1977). The origin and distribution of shallow water gammaridean Amphipoda in the Gulf of Mexico and Caribbean Sea with notes on their ecology Texas, Texas A&M University. PhD dissertation.
- McKinney, L. D. (1978). "Amphilochidae (Crustacea: Amphipoda) from the western Gulf of Mexico and Caribbean Sea." Gulf Research Reports **6**(2): 137-143.
- McKinney, L. D. (1979). "Liljeborgiid amphipods from the Gulf of Mexico and Caribbean Sea." Bulletin of Marine Science **29**(2): 140-154.
- McNeil, C., Dick, J. T. A., Hatcher, M. J., Fielding, N. J., Hume, K. D. y Dunn, A. M. (2003). "Parasite transmission and cannibalism in an amphipod (Crustacea)." International Journal for Parasitology **33**: 795-798.
- Montalvo-Urgel, H., Sánchez, A. J., Florido, R. y Macossay-Cortez, A. A. (2010). "Lista de crustáceos distribuidos en troncos hundidos en el humedal tropical Pantanos de Centla, al sur del golfo de México." Revista Mexicana de Biodiversidad **81**: 121-131.
- Moore, D. W. y Daniel, F. J. (1996). "Effect of growth on reproduction in the freshwater amphipod, *Hyalella azteca* (Saussure)." Hydrobiologia(328): 127-134.
- Moore, P. (1981). "The life histories of the amphipods *Lembos websteri* Bate and *Corophium bonnellii* Milne Edwards in kelp holdfasts." Journal of Experimental Marine Biology and Ecology **49**(1): 1-50.
- Moren, M., Malde, M. K., Olsen, R. E., Hemre, G. I., Dahl, L., Karlsen, Ø. y Julshamn, K. (2007). "Fluorine accumulation in Atlantic salmon (*Salmo salar*), Atlantic cod (*Gadus morhua*), rainbow trout (*Onchorhynchus mykiss*) and Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*) fed diets with krill or amphipod meals and fish meal based diets with sodium fluoride (NaF) inclusion." Aquaculture **269**: 525-531.
- Moren, M., Suontama, J., Hemre, G. I., Karlsen, Ø., Olsen, R. E., Mundheim, H. y Julshamn, K. (2006). "Element concentrations in meals from krill and amphipods, — Possible alternative protein sources in complete diets for farmed fish." Aquaculture **261**(1): 174-181.
- Morrith, D. y Spicer, J. I. (1996). "The culture of eggs and embryos of amphipod crustaceans: implications for brood pouch physiology." Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom **76**(02): 361-376.
- Muñoz, A. y Ojeda, F. P. (1997). "Feeding guild structure of a rocky intertidal fish assemblage in central Chile." Environmental biology of fishes **49**(4): 471-479.
- Murugan, A., Dhanya, S., Sreepada, R. A., Rajagopal, S. y Balasubramanian, T. (2009). "Breeding and mass-scale rearing of three spotted seahorse, *Hippocampus trimaculatus* Leach under captive conditions." Aquaculture **290**(1-2): 87-96.
- Myers, A. A. (1971). "Breeding and growth in laboratory-reared *Microdeutopus gryllotalpa* Costa (Amphipoda : Gammaridea)." Journal of Natural History **5**(3): 271-277.
- Myers, A. A. y Lowry, J. K. (2003). "A phylogeny and a new classification of the *Corophiidea* Leach, 1814 (Amphipoda)." Journal of Crustacean Biology **23**(2): 443-485.
- Nair, K. K. C. y Anger, K. (1979). "Life cycle of *Corophium insidiosum* (Crustacea, Amphipoda) in laboratory culture." Helgoländer wissenschaftliche Meeresuntersuchungen **32**(3): 279-294.
- Nakajima, K. y Takeuchi, I. (2008). "Rearing Method for *Caprella mutica* (Malacostraca: Amphipoda) in an Exhibition Tank in the Port of Nagoya Public Aquarium, with Notes on Reproductive Biology." Journal of Crustacean Biology **28**(1): 171-174.

- Navarro-Barranco, C., Tierno de Figueroa, J. M., Guerra-García, J. M., Sánchez-Tocino, L. y García-Gómez, J. C. (2013). "Feeding habits of amphipods (Crustacea: Malacostraca) from shallow soft bottom communities: Comparison between marine caves and open habitats." Journal of Sea Research **78**(0): 1-7.
- Nelson, D. y Wilhelm, F. M. (2011). "Survival and growth of the Stygophilic amphipod *Gammarus troglophilus* under laboratory conditions." Journal of Crustacean Biology **31**(3): 424-433.
- Nelson, M. K. y Brunson, E. L. (1995). "Postembryonic growth and development of *Hyaella azteca* in laboratory cultures and contaminated sediments." Chemosphere **31**(4): 3129-3140.
- Neuparth, T., Costa, F. O. y Costa, M. H. (2002). "Effects of temperature and salinity on life history of the marine amphipod *Gammarus locusta*. Implications for ecotoxicological testing." Ecotoxicology **11**(1): 61-73.
- Oliva-Rivera, J. J. (2003). "The Amphipod fauna of Banco Chinchorro, Quintana Roo, México with ecological notes." Bulletin of Marine Science **73**(1): 77-89.
- Ortiz, M. (1994). "CLAVE GRÁFICA PARA LA IDENTIFICACIÓN DE FAMILIAS Y GÉNEROS DE anfípodos DEL SUBORDEN GAMMARIDEA DEL ATLÁNTICO OCCIDENTAL TROPICAL." Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras - INVEMAR **23**: 59-101.
- Ortiz, M., Cházaro-Olvera, S. y Winfield, I. (2001). "A new amphipod crustacean of the genus *Haustorius* (Gammaridea, Haustoriidae), from the east coast of Mexico " Avicennia(14): 53-59.
- Ostrowski, A. C. y Laidley, C. W. (2001). "Application of marine foodfish techniques in marine ornamental aquaculture: Reproduction and larval first feeding." Aquarium Sciences and Conservation **3**(1-3): 191-204.
- Othman, M. S. y Pascoe, D. (2001). "Growth, Development and Reproduction of *Hyaella azteca* (Saussure, 1858) in Laboratory Culture." Crustaceana **74**(2): 171-181.
- Palma, J., Bureau, D. P. y Andrade, J. P. (2011). "Effect of different *Artemia* enrichments and feeding protocol for rearing juvenile long snout seahorse, *Hippocampus guttulatus*." Aquaculture **318**(3-4): 439-443.
- Parker, G. (1974). "Courtship persistence and female-guarding as male time investment strategies." Behaviour **48**(1): 157-183.
- Parsons, T., Sharp, J. y Li, W. (1985). "The cultivation of marine amphipods and their use as food for young salmonids." Journal of Applied Ichthyology **1**(2): 77-84.
- Parsons, T. R. y Bawden, C. A. (1979). "A controlled ecosystem for the study of the food requirements of amphipod populations." Estuarine and Coastal Marine Science **8**(6): 547-553.
- Payne, M. F. y Rippingale, R. J. (2000). "Rearing West Australian seahorse, *Hippocampus subelongatus*, juveniles on copepod nauplii and enriched *Artemia*." Aquaculture **188**: 353-361.
- Paz-Ríos, C. E., Simoes, N. y L, A. P. (2013). "Records and observations of amphipods (Amphipoda: Gammaridea and Corophiidea) from fouling assemblages in the Alacranes Reef, southern Gulf of Mexico." Marine Biological Association of the United Kingdom **6**(90): 1-16.
- Phillips, C. (2006). Identification guide to the Gammaridean Amphipods: Order Amphipoda, Suborder Gammaridea of Morro Bay, CA. California, California Polytechnic State University San Luis Obispo.
- Pinnegar, J. K. (2014). DAPSTOM - An Integrated Database & Portal for Fish Stomach Records. . Lowestoft, UK., Centre for Environment, Fisheries & Aquaculture Science (Cefas): 39.
- Pockl, M. (1992). "Effects of temperature, age and body size on moulting and growth in the freshwater amphipods *Gammarus fossarum* and *G. roeseli*." Freshwater Biology **27**(2): 211-225.

- Poovachiranon, S., Boto, K. y Duke, N. (1986). "Food preference studies and ingestion rate measurements of the mangrove amphipod *Parhyale hawaiiensis* (Dana)." Journal of Experimental Marine Biology and Ecology **98**(1): 129-140.
- Powell, R. y Moore, P. G. (1991). "The breeding cycles of females of seven species of amphipod (Crustacea) from the Clyde Sea." Journal of Natural History **25**: 435-479.
- Prato, E. y Biandolino, F. (2005). "*Gammarus aequicauda* (Crustacea: Amphipoda): A potential test species in marine sediment toxicity assessment." Aquatic Ecosystem Health & Management **8**(4): 475-482.
- Prato, E., Biandolino, F. y Scardicchio, C. (2006). "Postembryonic Growth, Development and Reproduction of *Gammarus aequicauda* (Martynov, 1931) (Gammaridae) in Laboratory Culture." Zoological Studies **45**(4): 503-509.
- Quintero, H., Vanin, C. y Moreno, P. (1992). "Seguimiento del ciclo reproductivo en el anfípodo *P. hawaiiensis* (Dana) (Gammaridae:Hyalidae)." Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras - INVEMAR **21**: 85-93.
- Rajkumar, M. y Kumaraguru vasagam, K. P. (2006). "Suitability of the copepod, *Acartia clausi* as a live feed for Seabass larvae (*Lates calcarifer* Bloch): Compared to traditional live-food organisms with special emphasis on the nutritional value." Aquaculture **261**(2): 649-658.
- Redmond, M. S., Jones, J. K. P., Scott, K. J. y Swartz, R. C. (1994). "Preliminary culture and life-cycle experiments with the benthic amphipod *Ampelisca abdita*." Environmental Toxicology and Chemistry **13**(8): 1355-1365.
- Ronsón-Paulín, J. A., Medina, R., C. E., Pedroza, I., R., Santiago, M., I. S. y Nolasco, P., J. (2003). Producción de quistes y calidad de nauplios de *Artemia franciscana* ecotipo laguna Grande Santiago Astata. Tehuantepec Oaxaca, México. IX Congreso Nacional de Acuicultura - Libro de resúmenes: 479-480.
- Sala, E. y Ballesteros, E. (1997). "Partitioning of space and food resources by three fish of the genus *Diplodus* (Sparidae) in a Mediterranean rocky infralittoral ecosystem." Marine Ecology Progress Series **152**(1): 273-283.
- Sargent, J., McEvoy, L., Estevez, A., Bell, G., Bell, M., Henderson, J. y Tocher, D. (1999). "Lipid nutrition of marine fish during early development: current status and future directions." Aquaculture **179**: 217-229.
- Sargent, J. R., McEvoy, L. A. y Bell, J. G. (1997). "Requirements, presentation and sources of polyunsaturated fatty acids in marine fish larval feeds." Aquaculture **155**(1-4): 117-127.
- Sexton, E. (1928). "On the rearing and breeding of *Gammarus* in laboratory conditions." Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom (New Series) **15**(01): 33-55.
- Sheader, M. (1983). "The reproductive biology and ecology of *Gammarus duebeni* (Crustacea: Amphipoda) in southern England." Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom **63**(03): 517-540.
- Sheader, M. (1996). "Factors influencing egg size in the gammarid amphipod *Gammarus insensibilis*." Marine Biology **124**(4): 519-526.
- Shoemaker, C. R. (1956). "Observations on the amphipod genus *Parhyale*." Proceedings of the United States National Museum **106**: 345-358.
- Shuhaimi, M. O. y Pascoe, D. (2001). "Growth, development and reproduction of *Hyalella Azteca* (Saussure, 1858) in laboratory culture." Crustaceana **74**(2): 171-181.
- Sorgeloos, P. y Persoone, G. (1975). "Technological improvements for the cultivation of invertebrates as food for fishes and crustaceans. II. Hatching and culturing of the brine shrimp, *Artemia salina* L." Aquaculture **6**(4): 303-317.
- Steele, D. H. y Steele, V. J. (1991). "Effects of salinity on the survival, growth rate, and reproductive output of *Gammarus lawrencianus* (Crustacea, Amphipoda)." Mar. Ecol. Prog. Ser **78**: 49-56.

- Støttrup, J. (2003). Live feeds in marine aquaculture, Blackwell Publishing Ltd.
- Støttrup, J. G., Bell, J. G. y Sargent, J. R. (1999). "The fate of lipids during development and cold-storage of eggs in the laboratory-reared calanoid copepod, *Acartia tonsa* Dana, and in response to different algal diets." Aquaculture **176**(3-4): 257-269.
- Sun, B. y Fleeger, J. W. (1995). "Sustained mass culture of *Amphiascoides atopus* a marine harpacticoid copepod in a recirculating system." Aquaculture **136**: 313-321.
- Suontama, J., Karlsten, Ø., Moren, M., Hemre, G. I., Melle, W., Langmyhr, E., Mundheim, H., Ringø, E. y Olsen, R. (2007). "Growth, feed conversion and chemical composition of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) and Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus* L.) fed diets supplemented with krill or amphipods." Aquaculture Nutrition **13**(4): 241-255.
- Takeuchi, I. y Hirano, R. (1991). "Growth and reproduction of *Caprella danilevskii* (Crustacea: Amphipoda) reared in the laboratory." Marine Biology **110**: 391-397.
- Takeuchi, I. y Hirano, R. (1992). "Duration and size of embryos in epifaunal amphipods *Caprella danilevskii* Czerniavski and *C. okadai* Arimoto (Crustacea: Amphipoda: Caprellidea)." Journal of Experimental Marine Biology and Ecology **164**(2): 161-169.
- Teixeira, R. y Musick, J. (1995). "Trophic ecology of two congeneric pipefishes (Syngnathidae) of the lower York River, Virginia." Environmental biology of fishes **43**(3): 295-309.
- Teixeira, R. L. y Musick, J. A. (2001). "Reproduction and food habits of the lined seahorse, *Hippocampus erectus* (Teleostei: Syngnathidae) of Chesapeake Bay, Virginia." Brazilian Journal of Biology **61**(1): 79-90.
- Tsoi, K., Chiu, K. y Chu, K. (2005). "Effects of temperature and salinity on survival and growth of the amphipod *Hyale crassicornis* (Gammaridea, Hyalidae)." Journal of Natural History **39**(4): 325-336.
- Vader, W. y Krapp-Schickel, T. (2012). "On some maerid and melitid material (Crustacea: Amphipoda) collected by the Hourglass Cruises (Florida). Part 2: Genera *Dulichchiella* and *Elasmopus*, with a key to world *Elasmopus*." Journal of Natural History **46**(19-20): 1179-1218.
- Vázquez-Luis, M., Sanchez-Jerez, P. y Bayle-Sempere, J. T. (2013). "Does the invasion of *Caulerpa racemosa* var. *cylindracea* affect the feeding habits of amphipods (Crustacea: Amphipoda)?" Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom **93**(1): 87-94.
- Wenner, A. M. (1972). "Sex Ratio as a Function of Size in Marine Crustacea." The American Naturalist **106**(949): 321-350.
- White, K. N. y Reimer, J. D. (2012). "Commensal Leucothoidae (Crustacea, Amphipoda) of the Ryukyu Archipelago, Japan. Part III: coral rubble-dwellers." ZooKeys **173**: 11-50.
- Wilder, J. (1940). "The Effects of Population Density upon Growth Reproduction, and Survival of *Hyalella azteca*." Physiological Zoology **13**(4): 439-461.
- Willoughby, L. G. y Sutcliffe, D. W. (1976). "Experiments on feeding and growth of the amphipod *Gammarus pulex* (L.) related to its distribution in the River Duddon." Freshwater Biology **6**(6): 577-586.
- Winfield, I., Cházaro-Olvera, S., Ortiz, M. y Palomo-Aguayo, U. (2011). "Lista actualizada de las especies de anfípodos (Peracarida: Gammaridea y Corophiidea) marinos invasores en México." Revista de Biología Marina y Oceanografía **46**(3): 349-361.
- Winfield, I., Escobar-Briones, E. y Álvarez, F. (2007). Clave para la identificación de los anfípodos bentónicos del Golfo de México y el sector norte del Mar Caribe. México, D.F.
- Winfield, I. y Ortiz, M. (2003). Anfípodos Un Enfoque Biológico. México, Universidad Nacional Autónoma de México.

- Wong, J. M. y Benzie, J. A. H. (2003). "The effects of temperature, *Artemia* enrichment, stocking density and light on the growth of juvenile seahorses, *Hippocampus whitei* (Bleeker, 1855), from Australia." Aquaculture(228): 107-121.
- Woods, C. M. C. (2002). "Natural diet of the seahorse *Hippocampus abdominalis*." New Zealand Journal of Marine & Freshwater Research **36**(3): 655–660.
- Woods, C. M. C. (2003a). "Effects of varying *Artemia* enrichment on growth and survival of juvenile seahorses, *Hippocampus abdominalis*." Aquaculture **220**(1–4): 537-548.
- Woods, C. M. C. (2003b). "Growth and survival of juvenile seahorse, *Hippocampus abdominalis* reared on live, frozen and artificial foods." Aquaculture **220**: 287-298.
- Woods, C. M. C. (2009). "Caprellid amphipods: An overlooked marine finfish aquaculture resource?" Aquaculture **289**(3–4): 199-211.
- Xu, W.-J. y Pan, L.-Q. (2012). "Effects of bioflocs on growth performance, digestive enzyme activity and body composition of juvenile *Litopenaeus vannamei* in zero-water exchange tanks manipulating C/N ratio in feed." Aquaculture **356–357**: 147-152.
- Xu, W.-J. y Pan, L.-Q. (2013). "Enhancement of immune response and antioxidant status of *Litopenaeus vannamei* juvenile in biofloc-based culture tanks manipulating high C/N ratio of feed input." Aquaculture **412–413**: 117-124.
- Yemelyanova, A., Temerova, T. y Degermendzhy, A. (2002). "Distribution of *Gammarus lacustris Sars* (Amphipoda, Gammaridae) in Lake Shira (Khakasia, Siberia) and laboratory study of its growth characteristics." Aquatic Ecology **36**(2): 245-256.
- Yuh Lee, W. (1977). "Some laboratory cultured crustaceans for marine pollution studies." Marine Pollution Bulletin **8**(11): 258-259.
- Zakhama-Sraieb, R. y Charfi-Cheikhrouha, F. (2010). "First record of two lessepsian amphipods in Tunisia: *Elasmopus pecteniscrus* and *Stenothoe gallensis*." Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom **90**(07): 1291-1295.

9 Anexos

Tabla 3 Listado de especies de anfípodos presentes en el Golfo de México

Género	Especie	Tamaño (mm)	Ambiente	Profundidad (m)	Abundancia (ind/m ²)	Fuente
Familia Ampeliscidae						
<i>Ampelisca</i>	<i>abdit</i>	10	Infaua, bentónico, fondos blandos, bahías, estuarios y lagunas costeras	0-60		13
<i>Ampelisca</i>	<i>agassizi</i>		Infaua, bentónico, fondos blandos y arenosos.	2-450		3
<i>Ampelisca</i>	<i>bicarinata</i>		Infaua, bentónico, fondos blandos	<1-203		3
<i>Ampelisca</i>	<i>brevisimulata</i>		Infaua, bentónico, fondos blandos	3-152		3
<i>Ampelisca</i>	<i>burkeii</i>		Infaua, bentónico, arrecifes de coral	0-12		3
<i>Ampelisca</i>	<i>cristata</i>		Infaua, bentónico, fondos blandos	2-152		3
<i>Ampelisca</i>	<i>holmesi</i>		Infaua, bentónico, fondos blandos, vegetación sumergida	1-7		5
<i>Ampelisca</i>	<i>lobata</i>		Infaua, bentónico, fondos blandos	1-203		1
<i>Ampelisca</i>	<i>parapacífica</i>		Infaua, bentónico, fondos blandos	8-189		3
<i>Ampelisca</i>	<i>parapanamensis</i>		Fondos blandos arenosos, arrecifes construidos por poliquetos.			3
<i>Ampelisca</i>	<i>schellenbergi</i>		Infaua, bentónico, fondos blandos	0-128		3
<i>Ampelisca</i>	<i>vadorum</i>		Infaua, bentónico, fondos blandos	0-70	<3	3
Familia Amphilochidae						
<i>Apolochus</i>	<i>casahoya</i>		Epibéntica, sustrato duro, vegetación sumergida	0-15		8, 11
<i>Apolochus</i>	<i>delacaya</i>		Arrecife de coral, epibéntica, endémica del Golfo de México, sustrato duro	1-5	180	8,4
<i>Apolochus</i>	<i>neapolitanus</i>		Arrecife de coral, sustrato duro, epibéntica, epibionte, <i>Ulva</i>	1-15		11
<i>Hourstonius</i>	<i>laguna</i>		Bahía y cerca de la costa, sustrato duro y suave, vegetación sumergida	0.5-4	28-53	8
<i>Hourstonius</i>	<i>tortugae</i>		Bahía y cerca de la costa, sustrato duro y suave, vegetación sumergida	<1-3		3
<i>Gitanopsis</i>	<i>laguna</i>		Epifauna, estuarios			2
Familia Argissidae						
<i>Argissa</i>	<i>hamatipes</i>		Epibéntica, sustrato duro y suave, pelágica	2-1720		14
Familia Ampithoidae						
<i>Ampithoe</i>	<i>marcuzzi</i>		Fondos blandos y duros, desechos de coral, cama de algas, esponjas	0-6	231	4
<i>Ampithoe</i>	<i>longimana</i>		Marino y salobre. Cama de algas marinas, fondos blandos	1-10		13
<i>Ampithoe</i>	<i>pollex</i>		Marino, infralitoral somero, bentónica, fondos blandos	0-115		3,11, 13
<i>Ampithoe</i>	<i>ramondi</i>		Algas, pastos marinos, esponjas, ascidias, fondos arenosos		470	4
<i>Cymadusa</i>	<i>filosa</i>		Litoral. Asociada con algas verdes y cafés. En fondos con coral muerto.	0-5		11

<i>Cymadusa</i>	<i>compta</i>		Epifauna, vegetación sumergida, estuarios	0-10	47-70	2,4
Familia Aeginellidae						
<i>Deutella</i>	<i>incerta</i>		Epibionte, vegetación sumergida			11
Familia Aoridae						
<i>Grandidierella</i>	<i>bonnieroides</i>		Bahías poco profundas, piscinas de marea, marismas y manglares.		4-38	11
<i>Lembos</i>	<i>processifer</i>		Epibionte, vegetación, manglar			11
<i>Bemlos</i>	<i>barnardi</i>		Epibionte, sustrato duro	<1-15		14
<i>Bemlos</i>	<i>dentischium</i>		Arrecifes de coral, epibéntica, sustrato duro	1-9		14
<i>Bemlos</i>	<i>spinicarpus</i>		Litoral, epibionte de <i>S. gigas</i> ,			11
<i>Bemlos</i>	<i>unicornis</i>		Epibéntica, sustrato duro, vegetación sumergida	<1-18		14
<i>Globosolembos</i>	<i>smithi</i>		Epibéntica, sustrato duro	0-73		14
<i>Grandidierella</i>	<i>bonnieroides</i>		Epibéntica, sustrato duro, vegetación sumergida	0-8		14
<i>Lembos</i>	<i>sp</i>		Asociada con <i>L. poitei</i> , <i>L. variegaty</i> fondos de alga			11
Familia Aristiidae						
<i>Aristias</i>	<i>captiva</i>		Fondos vivos,, simbiote	55-73		3
<i>Boca</i>	<i>campi</i>		Fondos vivos, sustrato suave	55-73		3
<i>Boca</i>	<i>elvae</i>		Bentónica, sustrato suave	180		3
Familia Bateidae						
<i>Batea</i>	<i>campi</i>		Bentónica, fondos vivos, pastos marinos	1.5-37		3
<i>Batea</i>	<i>carinata</i>		Bentónica, fondos vivos, sustrato suave, pastos marinos	0-73		3, 11
<i>Batea</i>	<i>catharinensis</i>		Sustrato duro y suave, pastos marinos, <i>Sargassum</i>	1-45		3
<i>Batea</i>	<i>cuspidata</i>		Bentónica, fondos vivos, fondos suaves, pastos marinos	1-49	4	3,4
Familia Caprellidae						
Caprella	<i>andreae</i>		Epibéntica, sustrato duro, pelágica, vegetación sumergida	0-2		1
Caprella	<i>danilevskii</i>	≈10	Epibéntica, <i>Sargassum</i> , pasto marino, vegetación sumergida	0-15		1
Caprella	<i>equilibra</i>		Epibéntica, <i>Sargassum</i> , pasto marino, vegetación sumergida	0-3700		1
Caprella	<i>penantis</i>		Epibéntica, sustrato duro, pasto marino, vegetación sumergida	0-15		1
Caprella	<i>scaura</i>		Epibéntica, sustrato duro, vegetación sumergida	0-17		1
Hemiproto	<i>wigleyi</i>		Endosimbiote, sedimento suave	25-76		1
Familia Chevaliidae						
Chevalia	<i>mexicana</i>		Arrecifes de coral, epibentónica, fondos vivos	0-50		14
Familia Colomastigidae						
<i>Colomastix</i>	<i>bousfieldi</i>		Fondos vivos, manglar, pasto marino, simbiote	<1-172		3
<i>Colomastix</i>	<i>falcirama</i>		Arrecifes de coral, fondos vivos, simbiote	1-98		3
<i>Colomastix</i>	<i>gibbosa</i>		Arrecifes de coral, fondos vivos, simbiote	1-73		3
<i>Colomastix</i>	<i>halichondriae</i>		Fondo vivo, pasto marino, marismas, simbiote	1-73		3

<i>Colomastix</i>	<i>heardi</i>		Arrecifes coral, fondos vivos, simbiote	1-73		3
<i>Colomastix</i>	<i>ircinia</i>		Arrecifes coral, fondos vivos simbiote	1-36		3
<i>Colomastix</i>	<i>janiceae</i>		Arrecifes coral, fondos vivos, marismas, simbiote	1-87		3
<i>Colomastix</i>	<i>tridentata</i>		Arrecifes coral, fondos vivos, pasto marino, simbiote	0.5-73		
Familia Corophiidae						
<i>Cerapus</i>	<i>benthophilus</i>		Infauna, estuarios		0-5	2
<i>Corophium</i>	<i>sp</i>		Infauna, estuarios		0-1	2
<i>Monocorophium</i>	<i>acherusicum</i>		lagunas-estuarinos, bahías, camas de algas, praderas marinas, fondos blandos, sustratos duros, gregaria	1-30		13
<i>Monocorophium</i>	<i>insidiosum</i>		Marino, costero, salobre, sustratos blandos y duros, camas de algas, praderas marinas	0,1-5		13
Familia Dexaminidae						
<i>Nototropis</i>	<i>minikoi</i>		Epibéntica, sustrato suave, planctónica, pastos marinos	1-3		13
Familia Eusiridae						
<i>Nasageneia</i>	<i>yucatanensis</i>		Bentónica, pastos marinos	<1-3	1	6
Familia Gammaridae						
<i>Gammarus</i>	<i>mucronatus</i>		Epibentónica, estuarios, salinas, vegetación sumergida	0-3		1
<i>Gammarus</i>	<i>sp</i>		Epibionte de <i>S. gigas</i> y <i>Acanthoporas</i> .			11
Familia Haustoriidae						
<i>Acanthohaustorius</i>	<i>uncinus</i>		Bentónica, infauna, sedimento suave, endémica del Golfo de México	1-12		4
<i>Haustorius</i>	<i>mexicanus</i>		Bentónica, infauna, sedimento suave, endémica del Golfo de México	1-3		12
Familia Hyalellidae						
<i>Hyalella</i>	<i>azteca</i>	38	Pantano, vegetación acuática sumergida		102-349	10
<i>Apothyale</i>	<i>media</i>		Epibentónica, sustrato duro, vegetación sumergida	<1-5		7,1
<i>Protohyale</i>	<i>macroductyla</i>		Epibentónica, sustrato duro, vegetación sumergida	1-3	20	7, 1,4
<i>Parhyale</i>	<i>hawaiensis</i>		Intermarial superficial, algas, sustratos duros naturales y artificiales	0-	10	4
Familia Ischyroceridae						
<i>Erichthonius</i>	<i>brasiliensis</i>		Marino, bahías, estuarios, simbiote, vegetación sumergida algas	0-200	92	11,4
Familia Leucothoidae						
<i>Leucothoe</i>	<i>spinicarpa</i>		Sustrato duro, fondos vivos, simbiote	0-600		3
<i>Anamixis</i>	<i>cavatura</i>		Fondos arenosos, desechos de coral, endocomensal asociada con esponjas asconoides y ascidias coloniales	1-20.9	3	4
<i>Leucothoe</i>	<i>cf. wuriti</i>		Arrecifes de coral, manglar, algas, endocomensal de ascidias	2-15	39	4
Familia Liljeborgiidae						
<i>Liljeborgia</i>	<i>bousfieldi</i>		Bentónica, arrecifes de coral,	<1-3		8
<i>Listriella</i>	<i>bahia</i>		Bentónica, sedimento suave, endémica	2-5		9

<i>Listriella</i>	<i>carinata</i>	Bentónica, infauna, sedimentos suaves	10-28		9, 3
<i>Listriella</i>	<i>quintana</i>	Pastos marinos y raíces de <i>R. mangle</i> .			11
Familia Lysianassiade					
<i>Lysianopsis</i>	<i>alba</i>	Infaunal.	0-40		11
<i>Shoemakerella</i>	<i>cubensis</i>	Bentónica, fondos vivos, sedimentos suaves	2-69		3
Familia Melitidae					
<i>Ceradocus</i>	<i>sheardi</i>	Epibionte, <i>bentónica, arrecifes de coral, vegetación sumergida</i>	1-70		11
<i>Dulichieilla</i>	<i>appendiculata</i>	Epifauna, sustrato duro, pastos marinos, vegetación sumergida	<1-80		11
<i>Elasmopus</i>	<i>levis</i>	Sustrato duro y suave, pastos marinos, vegetación sumergida.	0-10	42-60	6, 11
<i>Elasmopus</i>	<i>rapax</i>	Sustrato duro, fondos vivos, <i>sustrato suave, vegetación sumergida</i>	1-50	529	11,4
<i>Maera</i>	<i>quadrimana</i>	Vegetación sumergida, estuarios		<19	11
<i>Melita</i>	<i>nitida</i>	Epibentónica, sustrato duro, pasto marino, salinas	<1-20	2-4	3, 11, 13
<i>Melita</i>	<i>planaterga</i>	Epibentónica, vegetación sumergida, estuarios		49-73	2
<i>Quadrimaera</i>	<i>miranda</i>	Epibentónica, sustrato duro, vegetación sumergida	<1-30		6
<i>Quadrimaera</i>	<i>prope pacifica</i>	Fondos rocosos y arenosos	0-3	159	4
Familia Neomegamphopidae					
Neomegamphopus	hiatus	Marina epibéntica,	1-49	1	4
Familia Lysianassiade					
<i>Lysianopsis</i>	<i>alba</i>	Infaunal.	<20		11
Familia Oedicerotidae					
<i>Americhelidium</i>	<i>americanum</i>	Bentónica, infauna, sedimentos suaves	1-7		14
<i>Hartmanodes</i>	<i>nyei</i>	Bentónica, arrecifes de coral, vegetación sumergida	1-7		14
<i>Perioculodes</i>	<i>cerasinus</i>	Bentónica, arrecifes de coral, infauna, sedimento suave	1-8		14
Familia Pariambidae					
Hemiaegina	<i>minuta</i>	Marino	0-30		
Paracaprella	<i>pusilla</i>	Marino			3
Familia Phliantidae					
<i>Pariphnotus</i>	<i>seclusus</i>	Epibionte, sustrato duro, arrecifes coral	2-50		11
Familia Photidae					
<i>Gammaropsis</i>	<i>togoensis</i>	Epifauna, vegetación sumergida, estuarios		61-474	2
<i>Audulla</i>	<i>chelifera</i>	Marina, epibéntica, arrecifes de coral, algas	0-5	131	4
Familia Phoxocephalidae					
<i>Eobrolgus</i>	<i>spinosus</i>	Bentónica, infauna, sustrato suave	2-1290	<63	6
<i>Metharpinia</i>	<i>floridana</i>	Bentónica, infauna, sedimento suave	0-3360		1
<i>Phoxocephalus</i>	<i>sp</i>	Epibionte, vegetación sumergida			11

		Familia Pontogeneidae			
<i>Pontogeneia</i>	<i>barstchi</i>		Planctónica	0-¿	11
		Familia Stenothoidae			
<i>Parametopella</i>	<i>texensis</i>		Epibentónica, endémica del Golfo de México, sedimentos suaves	179	1
<i>Stenothoe</i>	<i>gallensis</i>		Epibentónica, sedimento duro, vegetación sumergida	<1-44	247 14,4
<i>Stenothoe</i>	<i>valida</i>		Marina, epibéntica, cosmopolita en aguas tropicales y templadas	1-33	24 4
		Familia Synopiidae			
<i>Synopia</i>	<i>ultramarina</i>	5-6	Nerítica, pelágica, planctónica	0-7	11
		Familia Talitridae			
<i>Thetorchestia</i>	<i>antillensis</i>		Playas y costas arenosas, intermareal, sedimentos suaves	0-0.5	11
<i>Uhlorchestia</i>	<i>uhleri</i>		Intermareal, salinas, pantanos y lagunas, cuencas baja de ríos	0	15-274 10
		Familia Unciolidae			
<i>Pedicorophium</i>	<i>laminosum</i>		Bentónica, fondos vivos, sedimento suave	6-80	14

- 1 (Cházaro-Olivera *et al.* 2002)
2(Corona *et al.* 2000)
3(Escobar-Briones y Windfield 2003)
4(Paz-Ríos *et al.* 2013)
5(Goeke y Gathof 1983)
6(Ledoyer 1986)
7 (McKinney 1977)
8 (McKinney 1978)
9(Mckinney 1979)
10(Montalvo-Urgel *et al.* 2010)
11(Oliva-Rivera 2003)
12(Ortiz *et al.* 2001)
13(Winfield *et al.* 2011)
14(Felder y Camps 2010)