



Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

Unidad Iztapalapa

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
MAESTRÍA EN BIOLOGÍA

**Estructura de la comunidad larvaria de crustáceos decápodos
(Crustacea: Decapoda) del Golfo de California (Octubre, 2019)**

TESIS

Que para obtener el grado de
Maestra en Biología

PRESENTA

HIDROBIÓL. VIRGINIA MARTÍNEZ QUINTERO

Matrícula: 2233804729
virgi.mquintero.92@gmail.com

Directores de tesis

Dra. María del Rocío Torres Alvarado
Dr. Horacio Lozano Cobo

Asesor

Dr. Jaime Gómez Gutiérrez

Jurado

Dra. Alma Socorro Sobrino Figueroa
M. en B. E. Sergio Humberto Álvarez Hernández
Dr. Jaime Gómez Gutiérrez
Dr. Erik Coria Monter

Iztapalapa, Ciudad de México
19 de mayo de 2026

La Maestría en Biología de la
Universidad Autónoma Metropolitana
pertenece al Padrón de
Posgrados de Calidad de la SECIHTI.

El jurado designado por la
División de Ciencias Biológicas y de la Salud
de la Unidad Iztapalapa aprobó la tesis que presentó

VIRGINIA MARTÍNEZ QUINTERO

El día 19 de mayo del año 2026

Comité Tutorial

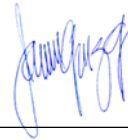
Co-directora: Dra. María del Rocío Torres Alvarado(UAM-I)



Co-director: Dr. Horacio Lozano Cobo (UAM-I)



Asesor: Dr. Jaime Gómez Gutiérrez (CICIMAR-IPN)



Jurado

Presidenta: Dra. Alma Socorro Sobrino Figueroa (UAM-I)



Secretario: M. en B. E. Sergio Humberto Álvarez Hernández (UAM-I)



Vocal: Dr. Jaime Gómez Gutiérrez (CICIMAR-IPN)



Vocal: Dr. Erik Coria Monter (ICMyL-UNAM)



Declaración de originalidad

La que suscribe, MARTÍNEZ QUINTERO VIRGINIA, alumna del posgrado MAESTRÍA EN BIOLOGÍA, de la División de Ciencias Biológicas y de la Salud, de la Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa y autora de la tesis o idónea comunicación de resultados titulada: “Estructura de la comunidad larvaria de crustáceos decápodos (Crustacea: Decapoda) del Golfo de California (Octubre, 2019)”,

Declaro que:

1. La tesis o idónea comunicación de resultados que presento ante el H. Jurado para la obtención del grado de Maestra en Biología es de mi autoría y original creación, producto del resultado de mi trabajo de investigación personal e individual; el cual cuenta con las correspondientes citas textuales del material bibliográfico utilizado y con el debido otorgamiento de los créditos autorales.
2. En la tesis o idónea comunicación de resultados no he reproducido párrafos completos, ilustraciones, fotografías, diagramas, cuadros y tablas, sin otorgamiento del crédito autoral y fuente correspondiente.
3. En consecuencia, relevo de toda responsabilidad a la Universidad Autónoma Metropolitana de cualquier demanda o reclamación que llegara a formular alguna persona física o moral que se considere con derecho sobre la tesis o idónea comunicación de resultados, respondiendo por la autoría y originalidad de la misma, asumiendo todas las consecuencias económicas y jurídicas si ésta no fuese de mi creación.

La presente declaración de originalidad se firma en la Ciudad de México el 29 de abril del 2026.

Atentamente



Hidrobiól. Virginia Martínez Quintero

Este documento debe ser firmado con tinta azul y debe anexarse copia en la tesis o idónea comunicación de resultados (tesina, reporte, etc.), el documento original será conservado por el Coordinador del Posgrado.

DEDICATORIA

*A Joel,
...como Parvati a Shiva...*

*Om Namah Shivay
Jai Maa Kali*



AGRADECIMIENTOS

A mi Casa abierta al tiempo, la Universidad Autónoma Metropolitana, por brindarme el espacio, las herramientas y el entorno académico y social necesarios para mi formación profesional. *In Calli Ixcahuicopa.*

Agradezco al Programa y la Comisión Académica de la Maestría en Biología de la UAM Iztapalapa, por ofrecerme la oportunidad de ingreso y permitirme desarrollar este proyecto de investigación en un marco de excelencia académica.

Agradezco al Departamento de Hidrobiología por el respaldo institucional brindado durante el desarrollo de este proyecto. En particular, al Laboratorio Alejandro Villalobos, el Laboratorio de Zooplancton y el Laboratorio de Ecosistemas Costeros, por facilitarme las instalaciones, el equipo y los materiales necesarios para llevar a cabo el trabajo práctico de los métodos utilizados. Su apoyo fue fundamental para la realización de este proyecto.

Asimismo, reconozco el respaldo que hizo posible este proceso académico, y extendiendo mi agradecimiento a la Secretaría de Ciencia, Humanidades y Tecnología, por el apoyo económico otorgado mediante la beca con número de CVU: 1332038, que hizo posible la realización de mis estudios de maestría.

Al Dr. Carlos J. Robinson Mendoza (ICMyL-UNAM), jefe del crucero oceanográfico, así como a la tripulación del B/O El Puma (UNAM), y a los estudiantes e investigadores del Laboratorio de Ecología de Pesquerías (ICMyL) y del Departamento de Plancton y Ecología Marina (CICIMAR-IPN), por su valiosa colaboración durante la campaña del crucero CAPEGOLCA XVI, realizada en octubre de 2019. Su generoso aporte de datos y muestras, obtenidos en el marco de los proyectos CONACYT (CB 2016-01-284201) y PAPIIT-UNAM (UNAM IN200610) fue fundamental para el desarrollo de este trabajo.

De igual forma, agradezco a mis directores de tesis, el Dr. Horacio Lozano Cobo y la Dra. María del Rocío Torres Alvarado, por su generosa guía a lo largo de este proceso académico, por sus valiosas sugerencias a la redacción de este manuscrito y por su constante apoyo en el desarrollo de este proyecto.

Agradezco profundamente a la Dra. María del Rocío Torres Alvarado, por su acompañamiento y compromiso durante este proceso. Su guía fue fundamental para el desarrollo

de esta tesis, pero aún más valioso fue su apoyo y respaldo firmes en momentos difíciles y situaciones adversas. Gracias por creer en mí, por fomentar mi confianza y velar por mi bienestar emocional, por sostener un espacio seguro y respetuoso para desarrollarme como científica.

Al Dr. Jaime Gómez Gutiérrez (CICIMAR-IPN), asesor de tesis, por la facilitación de las muestras analizadas y su generosa transmisión de su conocimiento y experiencia, así como la recepción en el Laboratorio de Zooplancton (Departamento de Plancton y Ecología Marina, CICIMAR-IPN) durante la estancia de investigación que me permitió acreditar los Temas Selectos III. Su colaboración fue clave para el fortalecimiento metodológico de este proyecto.

A los integrantes del Jurado evaluador de tesis, conformado por M. en B. E. Sergio Humberto Álvarez Hernández, Dra. Alma Socorro Sobrino Figueroa, Dr. Erik Coria Monter y Dr. Jaime Gómez Gutiérrez, por el tiempo, dedicación e interés en la revisión de este trabajo. Su experiencia y observaciones han enriquecido de manera significativa la calidad de esta investigación.

A todos los profesores y profesoras del Departamento de Biología e Hidrobiología que me impartieron clase durante el primer año de la maestría, les expreso mi más profundo agradecimiento por compartir su conocimiento con entusiasmo. Su acompañamiento fue clave para impulsar mi formación académica y fortalecer mi vocación científica.

Extiendo mi sincero agradecimiento al Programa de Mentorías para Mujeres en STEM de la UAM, por la guía académica y profesional brindada por las personas que lo conforman. En especial, a la Dra. Dafne Sarahia Guzmán Hernández, por su excelente labor como mentora y sus valiosos consejos que impulsaron mi crecimiento personal y profesional. Su acompañamiento fue profundamente significativo para el desarrollo y la conclusión de mis estudios de maestría.

Agradezco profundamente a la Dra. Carmen Hernández Álvarez por su generosa disposición para impartir el curso de Crustáceos Malacostráceos, que me permitió acreditar los Temas Selectos I. Gracias por introducirme al maravilloso campo de la Carcinología y su cálida recepción en el laboratorio, por las emotivas charlas y consejos que me brindó para abrirme paso entre los cangrejos. Su apoyo fue esencial para el marco metodológico de este proyecto.

Agradezco profundamente a la Dra. Teresa Pérez Muñoz por su generosa disposición para impartir el curso de Análisis Estadísticos en Ecología, que me permitió acreditar los Temas

Selectos II. Su guía y entusiasmo para resolver mis dudas, y su sólida experiencia fueron clave para la construcción del marco metodológico de este proyecto. Le agradezco también por las charlas y los consejos que me acompañaron en mi camino de superación personal y profesional.

A mis compañeros del Laboratorio Alejandro Villalobos, por su cálida recepción durante el desarrollo de este proyecto. En especial, a la Hidrobiól. Fernanda Martínez Bárcenas, por su valioso acompañamiento y sus sugerencias en el manejo de las muestras de zooplancton. Le agradezco profundamente por compartir su experiencia, tiempo y amistad.

Agradezco profundamente a la M. en C. María Eugenia Zamudio Reséndiz por compartir su vasto conocimiento y experiencia en Oceanografía y brindarme un espacio seguro para compartir y expresar mis dudas e ideas. Gracias por recibirme con calidez y confianza cuando he necesitado apoyo y acompañamiento académico, moral y emocional. Tu trayectoria me inspira a continuar en el camino académico.

Agradezco sinceramente a mis amigas y compañeras de trabajo durante mi estancia de investigación en el CICIMAR-IPN –Ana Luisa Moran Ahern, Dimitra y Ruth Rivas Ayala– por recibirme con calidez en La Paz y compartir generosamente su tiempo, espacio y conocimiento. Su acompañamiento fue fuente de inspiración para continuar avanzando hacia mis objetivos.

A mis amigas y amigos que encontré en el camino de la maestría, – Hidrobiól. Montserrat Murrieta Alarcón, Biól. Nancy Villegas Cabrera, Biól. Christian Michelle Acosta Rodríguez, Biól. Martín Eduardo López Ramírez, Biól. Miguel Ángel Aguilera García, Biól. Luis Ángel Pozos López y Biól. Ismael Rivera Ramírez – gracias por los momentos compartidos y las conversaciones que nos acompañaron dentro y fuera del aula. Su amistad, cariño y apoyo incondicionales fueron pilares de mi bienestar y salud mental a lo largo de este proceso.

A mis amigas y amigos del Laboratorio de Fitoplancton Marino y Salobre, por su cálida recepción, escucha activa y apoyo en cada momento. Gracias por brindarme su amistad, amabilidad y cariño, por invitarme a formar parte de su espacio, el cual poco a poco se ha convertido en mi lugar seguro.

A mi querida amiga, la Ing. Geof. Mónica Vega, gracias por estar presente en cada etapa de este camino hacia la Oceanografía que tanto hemos soñado juntas, tanto en los momentos buenos como en los difíciles. Tu apoyo incondicional me sostuvo cuando más lo necesité, y tu

cariño, comprensión y compañía fueron mi mayor ancla al presente. Tu presencia fue esencial para alcanzar la meta de realizar este posgrado y un pilar invaluable de mi bienestar emocional.

A mis hermanas, Jessica y Aurora, gracias por acompañarme y animarme en este proceso. Incluso en la distancia, fueron fuente constante de inspiración para continuar en el esfuerzo de alcanzar grandes metas. Espero que se sientan orgullosas de lo que hemos logrado y se sientan motivadas para continuar en el camino para cumplir sus sueños.

Le agradezco de todo corazón a mi compañero de vida, mi esposo Joel Meléndez, por todo el soporte incondicional que me brindó durante esta etapa. Gracias por sostenerme en cada paso, por ayudarme a recuperar la confianza en mí misma y recordarme lo fuerte y valiente que puedo ser. Tu confianza en mí y el sueño de nuestro futuro juntos son el motor para continuar en este camino.

Me tomo la libertad de agradecerme a mí misma por perseverar más que nunca. Por aprender a moderar la autoexigencia y gestionar las emociones que desbordaron durante este proceso. Gracias por tener el coraje para enfrentar los múltiples obstáculos y la valentía para defender tus ideales, derechos e individualidad. Rendirte jamás debes.

A mis nuevos amigos y todas las personas que he encontrado en este camino, quienes me han brindado su apoyo y reconocimiento, gracias por el tiempo y espacio que compartimos hasta llegar a este punto. Cada encuentro ha sido parte especial de este recorrido.

ÍNDICE DE CONTENIDO

RESUMEN	1
ABSTRACT	2
1. INTRODUCCIÓN.....	3
2. MARCO TEÓRICO	5
3. ANTECEDENTES	10
4. JUSTIFICACIÓN.....	14
5. PREGUNTAS DE INVESTIGACIÓN	15
6. HIPÓTESIS	15
7. OBJETIVOS.....	16
8. MATERIAL Y MÉTODOS	17
8.1 Área de estudio	17
8.2 Medición de condiciones ambientales y muestreo de zooplancton	18
8.3 Análisis de laboratorio	20
8.4 Análisis de datos	24
9. RESULTADOS.....	26
9.1 Caracterización ambiental.....	26
9.2 Estructura de la comunidad de larvas de decápodos.....	28
9.2.1 Riqueza y composición larvaria	28
9.2.2 Abundancia larvaria (estandarizada y relativa)	33
9.2.3 Ordenación ecológica de la comunidad larvaria	38
10. DISCUSIÓN.....	44
10.1 Caracterización ambiental.....	44
10.2 Estructura de la comunidad de larvas de decápodos.....	46
10.2.1 Riqueza y composición larvaria	46
10.2.2 Abundancia larvaria	47
10.2.3 Variabilidad espacial de la comunidad larvaria.....	48
11. CONCLUSIÓN.....	53
12. PERSPECTIVAS FUTURAS.....	54

13. REFERENCIAS	56
ANEXO I. Catálogo de diversidad de larvas de decápodos de la región central del Golfo de California (Octubre, 2019)	63

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Diversidad morfológica de las fases y estadios larvarios de decápodos de los subórdenes Dendrobranchiata y Pleocyemata. Ilustración elaborada a partir de los esquemas de Martin (2014).	9
Figura 2. Morfología general de las larvas de decápodos. a) Suborden Dendrobranchiata, b) Suborden Pleocyemata. Ilustración elaborada a partir de los esquemas de Martin (2014).	9
Figura 3. Área de estudio. a) Golfo de California; el rectángulo punteado indica la delimitación de la Región Central y las flechas muestran el patrón de vientos en la región durante la temporada cálida (vientos del sureste). b) Ubicación de las 19 estaciones de muestreo de zooplankton, recolectado con red Bongo a bordo del B/O el Puma durante octubre de 2019.	18
Figura 4. Distribución horizontal superficial (a 2 m) de las variables ambientales registradas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. a) Temperatura superficial del mar (TSM °C), b) Salinidad (SSM g/Kg), c) Concentración de oxígeno disuelto (OD mg/L), d) Concentración de Cl-a (mg/m ³) y Velocidad de la corriente marina (VC m/s).	27
Figura 5. Diversidad de larvas de decápodos recolectadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. a) protozoa de Penaeidae, b) postlarva de <i>Penaeus</i> sp., c) mysis de <i>Solenocera</i> sp., d) mysis de <i>Lucifer typus</i> , e) mysis de <i>Penaeus brevirostris</i> , f) zoea de <i>Grimothea planipes</i> , g) zoea de Hippidae, h) zoea de Porcellanidae, i) zoea de Callinassidae, j) zoea de <i>Dissodactylus</i> sp., k) zoea de <i>Ethusa</i> sp., l) zoea de Plagusidae, m) megalopa de Epialtidae, n) megalopa de <i>Hemigrapsus</i> sp., o) zoea de <i>Lysmata</i> sp.	29
Figura 6. Abundancia (ind./1,000 m ³) de larvas de decápodos recolectadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. a) Abundancia media y relativa de estadio larvarios por zona de muestreo, b) Abundancia y riqueza taxonómica por Superfamilia e Infraorden de decápodos.	34
Figura 7. Distribución espacial de la abundancia de larvas de decápodos recolectadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. a) Abundancia media (ind./1000 m ³) por estación de muestreo, b) Abundancia relativa (AR) por estadio larvario.	36
Figura 8. Diagrama de Olmstead-Tukey que muestra la relación entre la abundancia relativa (AR, %) y la frecuencia relativa de ocurrencia (FR, %) de los taxa que integraron la comunidad de larvas	

de decápodos recolectadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.

.....37

Figura 9. Dendrograma del análisis de agrupamiento de dos vías de la abundancia relativa (%) de los taxa que integraron la comunidad de larvas de decápodos en las estaciones de muestreo en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. Grupos A–C: estaciones de muestreo y grupos 1–4: grupos taxonómicos. Las casillas en blanco indican ausencia de taxa.

.....40

Figura 10. Distribución espacial de los grupos de estaciones (a) y taxonómicos (b) de la comunidad de larvas de decápodos recolectadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.41

Figura 11. Ordenación del Análisis de Correspondencia Canónica (ACC) que muestra los patrones de distribución de 53 taxa de larvas de decápodos en relación con las variables ambientales registradas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. a) Agrupamiento de las estaciones de muestreo delimitadas por zona (costa continental y costa peninsular) y vectores de las variables ambientales, b) Distribución de los taxa larvarios en función de la influencia de las variables ambientales. Las flechas representan los vectores de temperatura superficial del mar (TSM), salinidad superficial del mar (SSM), concentración de oxígeno disuelto (OD), concentración de clorofila *a* (Cl-*a*) y velocidad de la corriente superficial marina (VC).42

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Antecedentes morfológicos y taxonómicos de larvas de decápodos en el Golfo de California.	11
Tabla 2. Antecedentes clave sobre comunidades de larvas de decápodos en zonas costeras y oceánicas del Golfo de California durante la temporada cálida.	13
Tabla 3. Datos de colecta de zooplancton realizada en 19 estaciones de muestreo localizadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.	20
Tabla 4. Criterios morfológicos utilizados para la determinación de los estadios larvarios y la composición taxonómica de la comunidad de larvas de decápodos recolectadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.	22
Tabla 5. Media y desviación estándar (DE) de las variables ambientales registradas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.	28
Tabla 6. Lista sistemática, abundancia (ind./1000 m ³), desviación estándar (DE) , abundancia relativa (AR) y frecuencia relativa (FR) de la composición taxonómica de la comunidad de larvas de decápodos recolectada en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. ND: No determinado.	30
Tabla 7. Presencia y ausencia de superfamilias, infraórdenes y familias de larvas de decápodos registrada por zona de muestreo de la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.	32
Tabla 8. Abundancia estandarizada de larvas de decápodos (ind./1,000 m ³), desviación estándar (DE), abundancia relativa (AR) y frecuencia relativa (FR) registradas por fase larvaria y por estación en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. En negritas se muestran los valores calculados para cada zona de muestreo y para el área total de estudio.	35
Tabla 9. Varianza explicada de la ordenación y correlaciones de Pearson-Kendall con los tres ejes de ordenación. En negritas se muestran los valores máximos de las correlaciones con los ejes 1 y 2 de la ordenación.	43

Tabla 10. Resultados de los estadísticos del Procedimiento de Permutación de Respuesta Múltiple. En negritas se muestran los valores que indican diferencias significativas entre los grupos de estaciones de muestreo.	43
Tabla 11. Riqueza, abundancia media (AM, ind./1000m ³) y abundancia relativa (AR, %) de larvas de decápodos reportadas entre 2000–2025 en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.	52

RESUMEN

El Golfo de California es uno de los ecosistemas marinos con mayor biodiversidad del mundo, caracterizado por una alta variabilidad ambiental que moldea las comunidades bentónicas y pelágicas. Esta región alberga más de 600 especies de crustáceos decápodos – camarones, cangrejos, langostas y langostinos – cuyos ciclos de vida incluyen fases larvarias planctónicas que habitan brevemente el ambiente pelágico, sirviendo como eslabones vitales en los procesos de dispersión, conectividad y reclutamiento poblacional. A pesar de su importancia, el conocimiento ecológico de estas comunidades larvarias sigue siendo limitado, especialmente durante la temporada cálida, cuando las condiciones ambientales restringen la productividad acuática. Este estudio analizó la riqueza taxonómica, composición, abundancia y distribución espacial de la comunidad larvaria de decápodos en función de los gradientes ambientales predominantes en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. Se planteó la hipótesis de que la variabilidad ambiental modula la estructura comunitaria, generando diferencias entre la costa continental y la peninsular. Se registraron 54 taxa larvarios con abundancias bajas a moderadas, definidas por la predominancia de larvas Zoea, así como por una baja equitatividad y una marcada dominancia del Infraorden Brachyura. La abundancia se concentró en la costa continental, donde se registraron los taxa más frecuentes, mientras que en la peninsular predominaron taxa raros y menos abundantes. La estructura comunitaria mostró una diferenciación espacial clara: la costa continental presentó una distribución más homogénea y la presencia de Hippidae como taxón indicador de ambientes cálidos y someros, mientras que la peninsular exhibió mayor heterogeneidad y careció de indicadores específicos. Estos patrones estuvieron asociados a la influencia del Agua Tropical Superficial, la estratificación térmica, los pulsos de productividad primaria y la circulación superficial, confirmando que la variabilidad ambiental modula la organización de la comunidad larvaria de decápodos durante la temporada cálida.

Palabras clave: larvas de decápodos; estructura de la comunidad; gradientes ambientales; variabilidad espacial; Golfo de California.

ABSTRACT

The Gulf of California is one of the world's most biodiverse marine ecosystems, characterized by high environmental variability that shapes benthic and pelagic communities. This region is home to more than 600 species of decapod crustaceans – shrimp, crabs, lobsters, and prawns – whose life cycles include planktonic larval stages that briefly inhabit the pelagic environment, serving as vital links in dispersal, connectivity, and population recruitment processes. Despite their importance, ecological knowledge of these larval communities remains limited, especially during the warm season when environmental conditions restrict aquatic productivity. This study analyzed the taxonomic richness, composition, abundance, and spatial distribution of the decapod larval community as a function of the prevailing environmental gradients in the central Gulf of California during October 2019. It was hypothesized that environmental variability modulates community structure, generating differences between the continental and peninsular coasts. Fifty-four larval taxa were recorded, with low to moderate abundances, defined by the predominance of Zoea larvae, as well as low evenness and a marked dominance of the Infraorder Brachyura. Abundance was concentrated on the continental coast, where the most frequent taxa were recorded, while rare and less abundant taxa predominated on the peninsular coast. Community structure showed a clear spatial differentiation: the continental coast presented a more homogeneous distribution and the presence of Hippidae as a key taxon of warm and shallow environments, while the peninsular coast exhibited greater heterogeneity and lacked specific indicators. These patterns were associated with the influence of Tropical Surface Water, thermal stratification, primary productivity pulses, and surface circulation, confirming that environmental variability modulates the organization of the decapod larval community during the warm season.

Keywords: decapod larvae, community structure, environmental gradients, spatial variability, Gulf of California.

1. INTRODUCCIÓN

El Golfo de California (GC) es una de las regiones marinas tropicales– subtropicales más biodiversas del mundo, cuya elevada productividad ($\sim 300 \text{ g C/m}^2/\text{año}$) resulta de la interacción de los gradientes ambientales que configuran su dinámica oceánica y ecológica (Lavín y Marinone, 2003; PNUD-INECC, 2017). Durante la temporada cálida (junio a octubre), la estratificación de la columna de agua intensifica los contrastes hidrográficos en la Región Central del Golfo (RCG), afectando directamente la estructura de las comunidades zooplanctónicas (Hidalgo-González y Álvarez-Borrego, 2004; Mendoza-Portillo, 2013).

En este escenario, con alrededor de 620 especies registradas en el GC, los decápodos (camarones, cangrejos y langostas) (Decapoda, Latreille 1802) constituyen un grupo clave en la transferencia de energía, el reciclaje de nutrientes y la organización de las comunidades bentónicas y pelágicas (Anger, 2001; Hendrickx *et al.*, 2002; Álvarez *et al.*, 2014). Los decápodos se dividen en dos subórdenes según su estrategia reproductiva: Dendrobranchiata Spence Bate, 1888, que desovan directamente en la columna de agua, y Pleocyemata Burkenroad, 1963, que incuban sus huevos adheridos al abdomen hasta la eclosión (Álvarez *et al.*, 2014).

La mayoría de las especies presenta fases larvarias con hábitos planctónicos que favorecen la dispersión, el reclutamiento y la conectividad poblacional (McConaughy, 1992; Anger, 2001; Álvarez *et al.*, 2014). Estas larvas forman parte del meroplancton, adoptando una morfología especializada y diferenciada por fases y estadios que cambia progresivamente mediante ecdisis (muda por crecimiento) conforme avanza su desarrollo (Boschi, 1981; McConaughy, 1992; Anger, 2001). Las larvas del Suborden Dendrobranchiata presentan tres

fases de desarrollo larvario: nauplio, zoea (que incluye los estadios protozoea y mysis) y decapodito, mientras que las del Suborden Pleocyemata presentan las fases: zoea y decapodito (Fig. 1) (Anger, 2001; Martin, 2014). La morfología larvaria se caracteriza por la presencia de estructuras como espinas, ornamentaciones y setas que facilitan los hábitos planctónicos y favorecen la sobrevivencia, dispersión, retención y reclutamiento larvario (Boschi, 1981; Anger, 2001) (Fig. 2).

Las comunidades meroplanctónicas, incluyendo las larvas de decápodos, pueden ser ampliamente diversas y representar hasta un 50% de la biomasa zooplanctónica total durante la temporada cálida en los mares tropicales (McConaughy, 1992). Frecuentemente, la mayor abundancia larvaria de los decápodos se encuentra en los ambientes costeros y la zona nerítica (cercana a la costa), y pueden llegar a ser un grupo predominante durante las temporadas de reproducción de las poblaciones adultas (Boschi, 1981; McConaughy, 1992). La presencia y abundancia de estas larvas en la columna de agua depende no solo del sitio de desove, sino también de la tasa de eclosión, la duración de la etapa larvaria y la influencia de la variabilidad ambiental en su estructura y organización ecológica (Boschi, 1981; McConaughy, 1992).

Las comunidades larvarias de los decápodos desempeñan un papel fundamental en la dinámica y composición de las comunidades adultas, así como en la estructura trófica y ecológica de los ambientes bentónicos y pelágicos (McConaughy, 1992; Anger, 2001). Sin embargo, a pesar de su relevancia ecológica, han recibido menor atención en comparación con las fases adultas, principalmente debido a la escasez de información taxonómica, lo que dificulta su caracterización ecológica. En este contexto, el análisis de la estructura de las comunidades larvarias de decápodos en el Golfo de California representa una valiosa oportunidad para ampliar el conocimiento sobre su diversidad, abundancia, distribución y función ecológica.

2. MARCO TEÓRICO

El Golfo de California (GC) es la región con mayor aporte pesquero (~30%) y socioeconómico a nivel nacional (Lluch-Cota *et al.*, 2007). Es un mar subtropical semicerrado localizado en el noroeste de México, dentro de la provincia zoogeográfica de Cortés del Pacífico oriental (22–32° N y 105–107° O), con 1,900 km de extensión y un ancho promedio de 90–209 km, delimitado al oeste por la península de Baja California y las costas de Sonora, Sinaloa y Nayarit al este (Lavín y Marinone, 2003; Páez-Osuna *et al.*, 2016). Se divide en cuatro regiones: el Alto Golfo (norte), Grandes Islas (zona insular entre el norte y centro), Región central (centro) y Bajo Golfo (sur), cada una con características oceanográficas y biológicas distintivas que modulan la dinámica ecológica de la región (Lavín y Marinone, 2003; Páez-Osuna *et al.*, 2016). La plataforma peninsular es estrecha y rocosa, mientras que la continental es ancha y arenosa con predominancia de manglares (Lluch-Cota *et al.*, 2007; Mendoza-Portillo, 2013).

La oceanografía del GC se caracteriza por una estructura termohalina compleja, resultado de la interacción entre masas de agua contrastantes: Agua de la Corriente California (CCW, por sus siglas en inglés), Agua del Golfo de California (GCW, por sus siglas en inglés), Agua Superficial Tropical (TSW, por sus siglas en inglés) y Agua Tropical de Transición (TW, por sus siglas en inglés), que generan frentes térmicos, vórtices e intensas corrientes costeras (Lavín *et al.*, 2009; Portela *et al.*, 2016; Sarmiento-Lezcano *et al.*, 2022). La fertilización natural proviene de surgencias costeras (continental en temporada fría y peninsular en la cálida), corrientes de marea en las Grandes Islas e intercambio con el Pacífico Oriental, manteniendo la productividad primaria en diferentes escalas espaciales y temporales (Lavín y Marinone, 2003).

El ecosistema del GC presenta cambios estacionales e interanuales en su hidrología y circulación, forzados por vientos y flujos océano-atmósfera (Hidalgo-González y Álvarez-Borrego, 2004; Mendoza-Portillo, 2013). Asimismo, los eventos ENSO y PDO alteran la frecuencia y duración de procesos de mesoescala (vórtices, surgencias y frentes térmicos y de clorofila-*a*), generando modificaciones estructurales en las comunidades zooplanctónicas incluso a escala anual (Páez-Osuna *et al.*, 2016; García-Morales *et al.*, 2017; Farach-Espinoza *et al.*, 2021).

Durante la temporada cálida (junio a octubre), la confluencia y circulación de las masas de agua, junto con los procesos de mesoescala, producen un gradiente térmico longitudinal (continental-peninsular) que afecta directamente la productividad primaria y la estructura de las comunidades zooplanctónicas, especialmente en la Región Central y las cuencas de Guaymas y Farallón (Hidalgo-González y Álvarez-Borrego, 2004; Salas-de-León *et al.*, 2011; Mendoza-Portillo, 2013; Coria-Monter *et al.*, 2020). Esta variabilidad se refleja en la distribución horizontal del zooplancton, que presenta una marcada heterogeneidad espacial, con mayor biomasa en el centro de los vórtices y la predominancia de ciertos grupos, especialmente organismos gelatinosos, asociada a los gradientes térmicos (Salas-de-León *et al.*, 2011; Mendoza-Portillo, 2013; Coria-Monter *et al.*, 2020).

La biomasa zooplanctónica tiende a incrementarse en las zonas de mezcla y convergencia, como el Alto Golfo, el Canal de Ballenas y las Grandes Islas, donde la dinámica mareal y la turbulencia generan vorticidad, frentes térmicos y fertilización de la zona eufótica (Farfán y Álvarez-Borrego, 1992; Rentería-Cano *et al.*, 2011; Salas-de-León *et al.*, 2011; Quiroz-Martínez *et al.*, 2023). Estos procesos no solo aumentan la abundancia, sino que también condicionan la estructura comunitaria, incluyendo las comunidades de larvas de crustáceos

decápodos, cuya dinámica se acopla a las variaciones de la productividad primaria y los procesos de mezcla horizontal y vertical en la columna de agua (Mendoza-Portillo, 2013).

Las comunidades larvarias de decápodos son inherentemente heterogéneas como resultado de la interacción entre procesos biológicos (áreas y temporadas de desove, comportamiento larvario, adaptaciones fisiológicas y depredación) y físicos (variabilidad hidrográfica y circulación oceánica) (McConaughy, 1992). Su distribución y abundancia en los mares tropicales dependen de factores como las temporadas reproductivas, la ubicación de las zonas de desove, los patrones de circulación y las variaciones térmicas y salinas (Boschi, 1981; Mendoza-Portillo, 2013). Los decápodos se reproducen principalmente en la temporada cálida, con picos en septiembre favorecidos por el aumento de temperatura y disponibilidad de alimento (Anger, 2001; Muñoz-García *et al.*, 2000).

Las estrategias reproductivas de los decápodos difieren entre subórdenes: los Dendrobranchiata liberan huevos directamente en la columna de agua o sobre sustratos bentónicos, mientras que los Pleocyemata incuban los huevos en sacos ovígeros ubicados en el abdomen y liberan las larvas tras la eclosión (Anger, 2001). Estos procesos ocurren principalmente en la plataforma continental (<200 m de profundidad), donde las larvas se integran rápidamente al zooplancton nerítico (cercano a la costa) y habitan el ambiente pelágico por periodos variables (dos días a cinco semanas) (McConaughy, 1992; Anger, 2001).

Las larvas de decápodos exhiben una notable diversidad morfológica y funcional, reflejo de su historia evolutiva y de las estrategias adaptativas que les permiten habitar el ambiente pelágico (Anger, 2001). El desarrollo ontogénico de los Dendrobranchiata es anamórfico (desarrollo progresivo y acumulativo por estadios), con fases naupliar, zoea (con estadios protozoea y mysis) y decapodito, mientras que en los Pleocyemata se combinan procesos

anamórficos y metamórficos (transformaciones morfológicas y funcionales), reduciendo la etapa larvaria a las fases zoea y decapodito (desarrollo abreviado) (Fig. 1). Las adaptaciones morfológicas de las larvas de decápodos incluyen cutículas delgadas, apéndices natatorios (maxilípedos, pereiópodos y pleópodos), espinas, setas, ornamentaciones y ojos compuestos grandes, rasgos que facilitan la suspensión en la columna de agua y la respuesta a estímulos ambientales e interacciones biológicas (Fig. 2) (Anger, 2001; Martin, 2014).

Al ser planctónicas, las fases larvarias de los decápodos constituyen un componente esencial del meroplancton estival (Anger, 2001). Durante el desarrollo plantónico, las larvas enfrentan altas tasas de mortalidad por depredación, inanición o estrés ambiental, especialmente durante las fases tempranas, cuando su morfología es poco especializada. Por ello, la mayoría de las especies han sincronizado su reproducción con periodos de alta productividad (McConaughy, 1992; Anger, 2001). Al igual que en otros grupos zooplanctónicos, la dispersión y estructuración de las comunidades larvarias de los decápodos dependen de la interacción entre variaciones hidrográficas, procesos oceanográficos y comportamientos larvarios que modulan su distribución y retención en zonas costeras (McConaughy, 1992; Naranjo-Zavaleta, 2004).

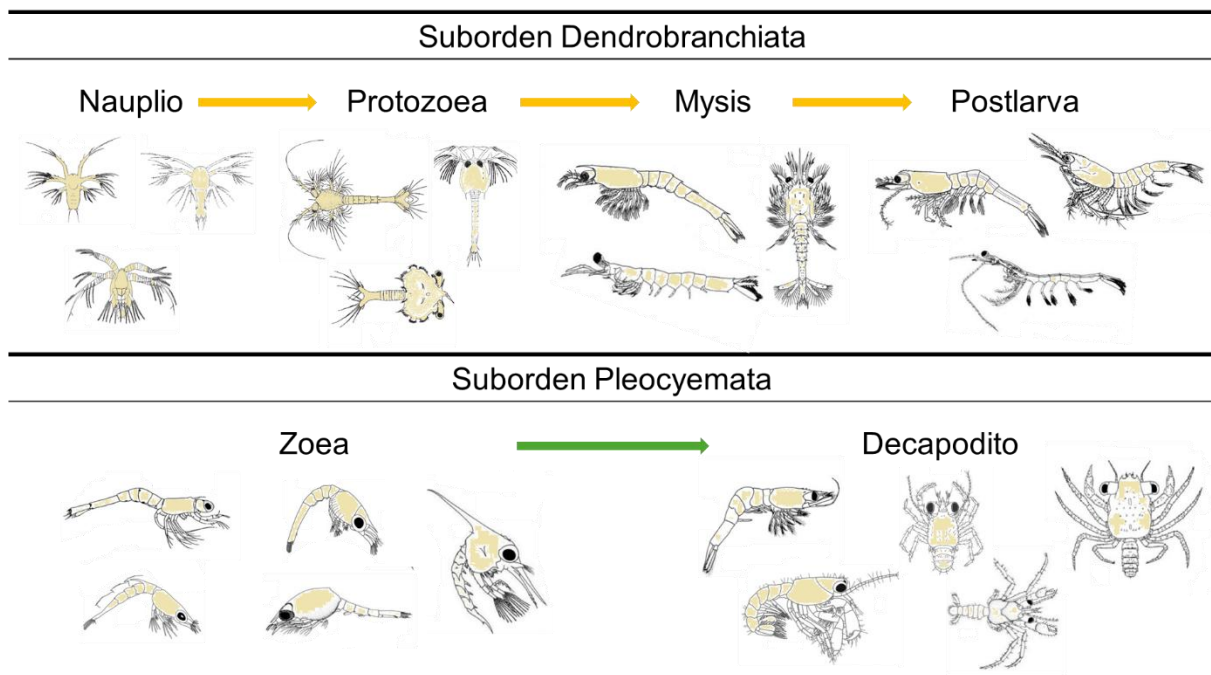


Figura 1. Diversidad morfológica de las fases y estadios larvarios de decápodos de los subórdenes Dendrobranchiata y Pleocyemata. Ilustración elaborada a partir de los esquemas de Martin (2014).

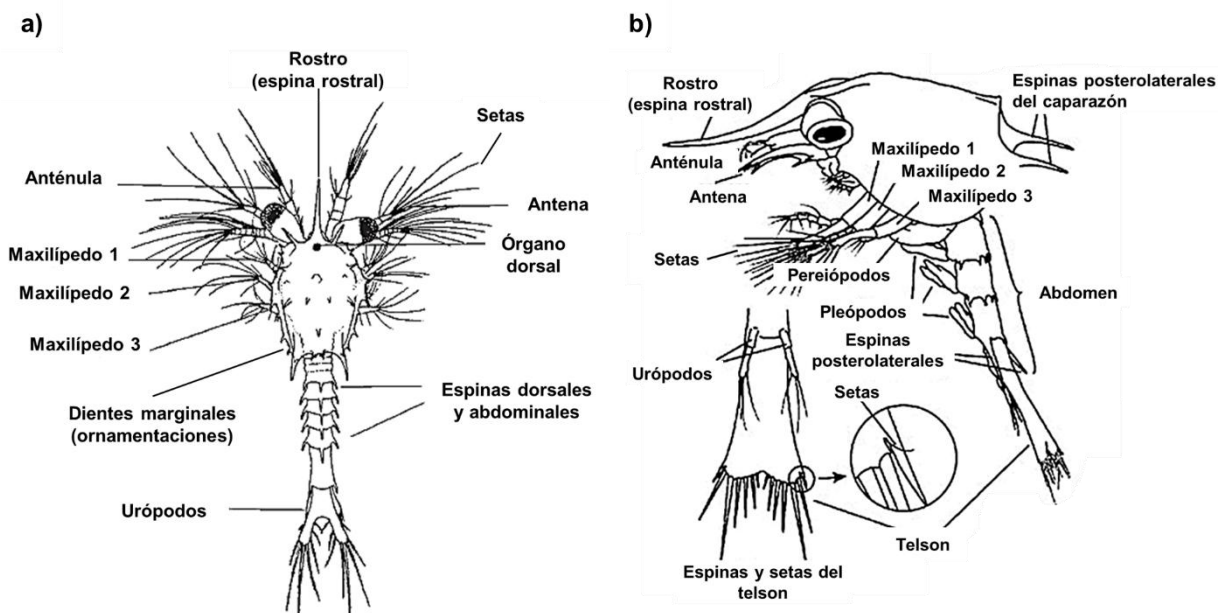


Figura 2. Morfología general de las larvas de decápodos. a) Suborden Dendrobranchiata, b) Suborden Pleocyemata. Ilustración elaborada a partir de los esquemas de Martin (2014).

3. ANTECEDENTES

En el Golfo de California (GC) se han registrado entre 530 y 620 especies de crustáceos decápodos, distribuidas en dos superfamilias, seis infraórdenes y 68 familias, lo que lo posiciona como una de las regiones marinas más diversas del Pacífico Oriental Tropical (Hendrickx, 1992, 2002). La diversidad está dominada por los infraórdenes del suborden Pleocyemata: Brachyura (301 spp.), Caridea (132 spp.) y Anomura (126 spp.), mientras que el suborden Dendrobanchiata está representado por un menor número de especies (31 spp.) (Hendrickx *et al.*, 2002). Cerca del 60% de estas especies habita en la plataforma continental, principalmente en fondos someros arenosos y fangosos (0–90 m) (Hendrickx *et al.*, 2002). Asimismo, el 76% presentan afinidad tropical y el 15% corresponde a especies endémicas, con una mayor proporción de endemismo en la región norte (22%) y centro del golfo (17%) (Hendrickx, 1992).

La información taxonómica sobre larvas de decápodos en el GC se limita a estudios aislados en ambientes costeros y a descripciones obtenidas mediante experimentos y cultivos en laboratorio. Estos trabajos han permitido reconocer hasta ahora siete especies en distintas fases y estadios de desarrollo, aportando criterios morfológicos útiles para su identificación específica. En particular, se han documentado caracteres diagnósticos en larvas de cuatro especies de camarones peneidos (*Penaeus* Fabricius, 1798), cangrejos porcelánidos (*Petrolisthes robsonae* Glassell, 1945), ermitaños (*Enallopaguropsis guatemoci*, Glassell, 1937) y portúnidos (*Callinectes bellicosus* Stimpson, 1859), basados en estructuras como antenas, espinas rostrales, ornamentación del caparazón y morfología del telson (Mair, 1979; Calderón-Pérez *et al.*, 1989; García-Guerrero *et al.*, 2005; Ayón-Parente y Hendrickx, 2017; Cházaro-Olvera *et al.*, 2020) (Tabla 1).

Tabla 1. Antecedentes morfológicos y taxonómicos de larvas de decápodos en el Golfo de California.

Especie / Grupo	Fase larvaria descrita	Caracteres morfológicos diagnósticos	Referencias
Camarones peneidos (<i>Penaeus</i> Fabricius, 1798)	Decapodito (postlarva)	• Morfología de antenas • Disposición de espinas rostrales • Desarrollo de segmentos abdominales y telson	Mair, 1979 Calderón-Pérez <i>et al.</i> 1989
Cangrejos porcelánidos (<i>Petrolisthes robsonae</i> Glassell, 1945)	Zoea y decapodito (megalopa)	• Forma y proporción de apéndices cefalotorácicos • Ornamentación del caparazón	García-Guerrero <i>et al.</i> , 2005
Cangrejos ermitaños (<i>Enallopaguropsis guatemoci</i> , Glassell, 1937)	Zoea (primer estadio)	• Carina dorsal en caparazón • Espinas en somitas abdominales • Ausencia de espinas anterolaterales • Telson triangular	Ayón-Parente y Hendrickx, 2017
Cangrejos portúnidos (<i>Callinectes bellicosus</i> , Stimpson, 1859)	Zoea	• Longitud de las espinas laterales del caparazón • Estructura de los pleópodos	Cházaro-Olvera <i>et al.</i> , 2020

Durante la temporada cálida en el GC, la comunidad zooplanctónica experimenta cambios asociados al incremento de la temperatura superficial del mar, la productividad primaria y la estratificación de la columna de agua, reflejando la influencia de la estacionalidad y los procesos oceanográficos (Medina-Rendón, 1979; Brinton *et al.*, 1986; Farfán y Álvarez-Borrego, 1992). En este escenario, las larvas de decápodos se incorporan al meroplancton principalmente en fase zoea y con abundancias menores respecto a otros grupos (Medina-Rendón, 1979; Brinton *et al.*, 1986; Farfán y Álvarez-Borrego, 1992; Rentería-Cano *et al.*, 2011; Mendoza-Portillo, 2013; Coria-Monter *et al.*, 2020; Lora-Cabrera, 2021).

Hasta ahora se conocen únicamente ocho estudios directos sobre comunidades larvarias de decápodos, los cuales se han centrado en ambientes insulares, lagunares y bahías del GC, donde variables como temperatura, salinidad y productividad primaria influyen de manera local en el desarrollo larvario y dinámica larvaria (Muñoz-García *et al.*, 2000; Aragón-Noriega y

Calderón-Aguilera, 2001; Calderón-Aguilera *et al.*, 2003; Galindo-Bect, 2003; Naranjo-Zavaleta, 2004; Galindo-Bect *et al.*, 2010) (Tabla 2).

La abundancia y distribución han sido los aspectos mejor estudiados, sobretodo en especies de importancia pesquera como langostas espinosas (*Panulirus inflatus*, Bouvier, 1895) y camarones peneidos (*Penaeus*), identificando patrones de reclutamiento y transporte larval asociados a la variabilidad hidrográfica en zonas costeras (lagunas y bahías) (Muñoz-García *et al.*, 2000; Aragón-Noriega y Calderón-Aguilera, 2001; Calderón-Aguilera *et al.*, 2003; Galindo-Bect, 2003; Galindo-Bect *et al.*, 2010). En contraste, la composición y riqueza han sido poco exploradas, con solo tres estudios que reportan estructura taxonómica y su variabilidad espacial (Medina-Rendón, 1979; Naranjo-Zavaleta, 2004; Vicencio-Aguilar y Fernández-Álamo, 2005) (Tabla 2).

A pesar de los avances en el conocimiento taxonómico y ecológico de las comunidades de larvas de decápodos en el Golfo de California, persisten vacíos sobre su estructura funcional y la influencia de la variabilidad ambiental, particularmente durante la temporada cálida en la región central. La escasa disponibilidad de descripciones morfológicas de las fases y estadios larvarios dificulta su identificación precisa y, en consecuencia, la caracterización ecológica de estas comunidades. Sin embargo, el agrupamiento de las larvas según la fase y/o estadio, taxonomía y preferencia de hábitat, en relación con la estructura de las comunidades adultas, constituye una herramienta útil para analizar su diversidad y distribución (McConaughy, 1992; Hendrickx *et al.*, 2002). En este contexto, resulta necesario caracterizar la composición, abundancia y distribución espacial de las larvas de decápodos, con el fin de aportar evidencia que fortalezca la comprensión de su papel en la dinámica de los ambientes pelágicos y bentónicos del Golfo de California.

Tabla 2. Antecedentes clave sobre comunidades de larvas de decápodos en zonas costeras y oceánicas del Golfo de California durante la temporada cálida.

Área de estudio	Periodo de estudio	Grupo analizado	Aportaciones	Referencia
Región Norte				
San Felipe, B. C. Santa Clara, Sonora	julio (1995) – junio (1996)	Larvas de camarones peneidos (Penaeidae) en fase decapodito (postlarva)	• Determinación de edad y talla • Patrones de reclutamiento	Aragón-Noriega y Calderón-Aguilera, 2001
San Felipe, B. C. Santa Clara, Sonora	julio (1995) – junio (1996)	Larvas de camarones peneidos (<i>Penaeus stylirostris</i>) en fase decapodito (postlarva)	• Influencia de mareas en transporte y reclutamiento larval • Evidencia de conectividad ecológica de las poblaciones larvarias	Calderón-Aguilera <i>et al.</i> , 2003
60 localidades del Alto Golfo Delta del Río Colorado	julio – agosto (1999) marzo – noviembre (2000)	Larvas de camarones peneidos (<i>P. stylirostris</i>) en fase decapodito (postlarva)	• Influencia de mareas en transporte y reclutamiento larval • Patrones de abundancia y distribución larvaria	Galindo-Bect, 2003
60 localidades del Alto Golfo Delta del Río Colorado	julio (1999)	Larvas de camarones peneidos (<i>P. stylirostris</i>) en fase protozoea, mysis decapodito (postlarva)	• Patrones de abundancia y distribución larvaria • Dinámica de reclutamiento larval	Galindo-Bect <i>et al.</i> , 2010
Región Centro				
Región de las Grandes Islas	septiembre – octubre (1978)	Larvas de decápodos en fase zoea, mysis y decapodito (postlarva y megalopa)	• Estructura de la comunidad larvaria (composición, abundancia y distribución)	Naranjo-Zavaleta, 2004
31 estaciones hidrográficas	agosto – septiembre (1977)	Larvas de decápodos (fases larvarias no especificadas)	• Composición de larvas de decápodos	Vicencio-Aguilar y Fernández-Álamo, 2005
Región Sur				
Transectos: Punta Arena, B. C. S. – Altata, Sinaloa Topolobampo, Sinaloa – Isla de San José, B. C. S.	julio – agosto (1977) noviembre (1977)	Larvas de decápodos en fase zoea y decapodito	• Registro de larvas de decápodos como parte del meroplancton • Composición y distribución durante la temporada cálida	Medina-Rendón, 1979
Estero de Urías, Sinaloa Bahía de Mazatlán, Sinaloa	febrero – diciembre (1989)	Larvas de langosta espinosa (<i>Panulirus inflatus</i> y <i>Panulirus gracilis</i>) en fase zoea (filosoma)	• Patrones de distribución y abundancia • Relación con temperatura y salinidad superficial	Muñoz-García <i>et al.</i> , 2000

4. JUSTIFICACIÓN

Dada la compleja naturaleza de su ciclo de vida, el orden Decapoda representa un grupo con alta diversidad taxonómica y una notable capacidad para habitar en ambientes marinos y costeros. En particular, la etapa larvaria de los crustáceos decápodos desempeña un papel fundamental en el flujo energético de estos ecosistemas, no obstante, su estudio ha sido limitado debido a la dificultad taxonómica que implica su identificación a niveles específicos.

La variabilidad hidrográfica y oceanográfica que ocurre en la región central del Golfo de California durante la temporada cálida, genera contrastes de productividad entre la costa continental (relativamente menos productiva) y la peninsular (moderadamente más productiva), ocasionando una distribución heterogénea y bajos volúmenes de zooplancton. Al ser parte del meroplancton, la estructura y dinámica de las comunidades de larvas de decápodos pueden verse influenciadas por estas variaciones. Sin embargo, la información respecto a los patrones de distribución espacial de la abundancia y composición taxonómica en esta región es escasa, especialmente en este contexto de la baja productividad estacional.

Por tanto, la presente investigación tuvo como objetivo analizar la estructura de la comunidad de larvas de decápodos del Golfo de California, considerando la variación espacial de las condiciones hidrográficas y oceanográficas tanto en la costa continental como en la peninsular durante la temporada cálida. Este enfoque busca aportar evidencia sobre el comportamiento ecológico de dichas comunidades, su relación con los gradientes ambientales y su potencial como indicadores biológicos en ecosistemas marinos altamente dinámicos.

5. PREGUNTAS DE INVESTIGACIÓN

¿Existen diferencias significativas en la abundancia y composición de la comunidad de larvas de crustáceos decápodos entre la zona nerítica de la costa continental y la peninsular del Golfo de California durante la temporada cálida?

¿Cómo influye la variabilidad espacial de los gradientes hidrográficos y la circulación oceánica en la dinámica espacial de estas comunidades?

6. HIPÓTESIS

La abundancia y composición de la comunidad de larvas de crustáceos decápodos en el Golfo de California difieren significativamente entre la zona nerítica de la costa continental y la peninsular durante la temporada cálida debido a la influencia de la variabilidad espacial de los gradientes hidrográficos (temperatura, salinidad, concentración de oxígeno disuelto y concentración superficial de clorofila-*a*) y oceanográficos (velocidad de la corriente superficial marina). Esto genera un contraste de abundancia significativamente mayor en la zona nerítica peninsular que en la continental.

7. OBJETIVOS

Objetivo general

Analizar la estructura de la comunidad de larvas de crustáceos decápodos en la zona nerítica y oceánica de la región central del Golfo de California en función de la variabilidad espacial de los gradientes hidrográficos (temperatura, salinidad, concentración de oxígeno disuelto, concentración superficial de clorofila-*a*) y la velocidad de la corriente superficial marina, durante la temporada cálida (octubre de 2019).

Objetivos particulares

1. Caracterizar la composición taxonómica y de estadios larvarios de la comunidad de larvas de decápodos de la zona nerítica (continental y peninsular) y la oceánica de la región central del golfo.
2. Estimar la riqueza taxonómica y la abundancia larvaria de la zona nerítica (continental y peninsular) y oceánica de la región central del golfo.
3. Describir las condiciones ambientales (temperatura, salinidad, concentración de oxígeno disuelto, concentración superficial de clorofila *a* y velocidad de la corriente superficial marina) registradas en la región central del golfo.
4. Determinar la influencia de la variabilidad ambiental (temperatura, salinidad, concentración de oxígeno disuelto, concentración superficial de clorofila-*a* y velocidad de la corriente marina) en los patrones de distribución de la comunidad de larvas de decápodos.

8. MATERIAL Y MÉTODOS

8.1 Área de estudio

El Golfo de California (GC) se extiende ~1,900 km en dirección latitudinal y ~209 km entre la costa peninsular y la continental. La región central (RC) (25-28° N, 109-112° O), delimitada entre el archipiélago de las Grandes Islas y las latitudes de Topolobampo (Sinaloa) y La Paz (B. C. S.), incluye las cuencas Carmen, Guaymas (~ 2,000 m) y Farallón (~ 3,000 m). La plataforma peninsular estrecha y rocosa, mientras que la continental es ancha y arenosa con predominancia de manglares (Lluch-Cota *et al.*, 2007; Mendoza-Portillo, 2013; Heras-Sánchez *et al.*, 2019; Farach-Espinoza *et al.*, 2021) (Fig. 3a).

La temporada cálida (julio–octubre) presenta máximos de temperatura superficial (TSM) en agosto, un periodo de recuperación en octubre y un gradiente moderado con valores de 15–29 °C hacia la costa continental y 13–25 °C hacia la peninsular y Grandes Islas (Hidalgo-González y Álvarez-Borrego, 2004; Lluch-Cota *et al.*, 2007; Heras-Sánchez *et al.*, 2019; Sarmiento-Lezcano *et al.*, 2022). La clorofila-*a* (Cl-*a*) muestra un desfase de uno a dos meses respecto a la TSM, con promedios de ~1.48 mg/m³ y descensos a 0.6–1.0 mg/m³ en octubre, reflejando condiciones oligotróficas en la zona central y mesotróficas en las costas (continental–peninsular) (Heras-Sánchez *et al.*, 2019).

Durante esta temporada, la RC se caracteriza por la interacción de masas de agua cálida (GCW, TSW y TW), que generan una columna de agua altamente estratificada entre 25–50 m (Lavín *et al.*, 2009; Portela *et al.*, 2016; Sarmiento-Lezcano *et al.*, 2022). La circulación vertical es limitada, compensada por surgencias en la costa peninsular y la presencia de filamentos y vórtices anticiclónicos con velocidades promedio de 0.2 m/s, influenciados por corrientes

superficiales y vientos del sureste (Lavín y Marinone, 2003; Hidalgo-González y Álvarez-Borrego, 2004; Heras-Sánchez *et al.*, 2019).

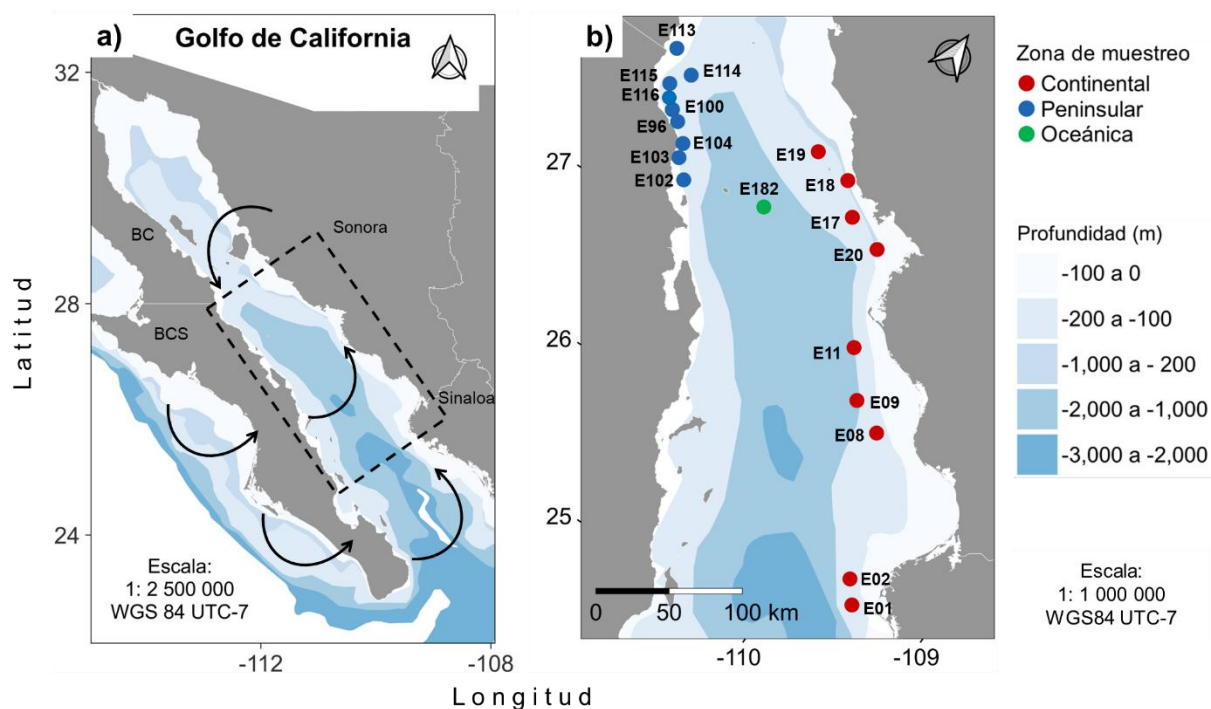


Figura 3. Área de estudio. a) Golfo de California; el rectángulo punteado indica la delimitación de la Región Central y las flechas muestran el patrón de vientos en la región durante la temporada cálida (vientos del sureste). b) Ubicación de las 19 estaciones de muestreo de zooplancton, recolectado con red Bongo a bordo del B/O el Puma durante octubre de 2019.

8.2 Medición de condiciones ambientales y muestreo de zooplancton

Las mediciones de variables ambientales (a 2 m de profundidad) y el muestreo de zooplancton se realizaron durante el crucero oceanográfico CAPEGOLCA XVI (9 al 23 de octubre de 2019) en la región central del Golfo de California (25-28° N y 109-112° O), a bordo del B/O El Puma (UNAM), con la participación del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología

(ICMyL-UNAM) y del Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas (CICIMAR-IPN). Se muestrearon 19 estaciones hidrográficas agrupadas en tres transectos: costa continental (9), costa peninsular (9) y zona oceánica (una) (Fig. 3b, Tabla 3).

La profundidad, temperatura, salinidad y concentración de oxígeno disuelto se obtuvieron *in situ* con un CTD Seabird SBE-9 plus (sensibilidad de $\pm 0,005$ °C para temperatura y $\pm 0,0005$ S/m para conductividad), acoplado a un oxímetro Seabird SB43. Los lances del CTD se realizaron aproximadamente a 20 m sobre el fondo marino, con una velocidad de descenso de 1 m/s (24 Hz). Los datos obtenidos se procesaron con el software del fabricante (Seasoft V2). La concentración superficial de clorofila-*a* y velocidad de la corriente superficial marina se obtuvieron del Sistema Satelital de Monitoreo Oceánico (SATMO) y del Sistema de Modelos Numéricos y Climáticos (SIMOD), ambos pertenecientes al Sistema de Información y Análisis Marino Costero (SIMAR) de la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO) (Cerdeira-Estrada *et al.*, 2025).

Se realizaron arrastres oblicuos con red Bongo (0.61 m de diámetro, 3 m de longitud, mallas de 333 y 505 μ m) equipada con flujómetro digital General Oceanics 2030R, siguiendo los métodos estándar (Smith y Richardson, 1979). Los muestreos se efectuaron durante la noche (19:00-07:00 h, hora local) hasta 310 m de profundidad, considerando que la capa de dispersión migratoria del zooplancton en el GC se ubica entre 200–500 m de profundidad en el día y por encima de 100 m en la noche (Cade y Benoit-Bird, 2015). Se obtuvieron 38 muestras (19 por cada malla), aunque solo se analizó la fracción de 333 μ m para la identificación morfológica. Las muestras se fijaron con formaldehído al 5% neutralizado con una solución saturada de borato de sodio, aforadas a 1 L con agua de mar filtrada, y la biomasa zooplanctónica se estimó mediante el método de volumen desplazado (Beers, 1976).

Tabla 3. Datos de colecta de zooplancton realizada en 19 estaciones de muestreo localizadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.

Zona	Estación	Fecha	Hora	Latitud N (coordenadas decimales)	Longitud O	Profundidad (m)		Volumen filtrado (m³)
						Fondo	Muestreo	
Costa continental	E01	09-oct-19	00:02	25.6015	-109.5329	430	310	179.8
	E02	09-oct-19	02:15	25.7408	-109.6467	624	310	346
	E08	09-oct-19	19:23	26.6681	-110.0727	655	310	343.8
	E09	09-oct-19	22:08	26.7742	-110.3120	950	307	304.5
	E11	10-oct-19	02:31	27.0611	-110.5372	>1,000	52	324.5
	E17	10-oct-19	19:56	27.7890	-111.0609	450	303	283.4
	E18	10-oct-19	22:48	27.9784	-111.2314	126	301	86.5
	E19	11-oct-19	01:27	28.0243	-111.5119	457	310	301
	E20	11-oct-19	06:43	27.7050	-110.7945	160	110	156.7
Costa peninsular	E102	16-oct-19	20:17	27.3348	-112.1588	543	310	301.6
	E103	16-oct-19	22:50	27.4418	-112.2733	372	302	253.3
	E104	17-oct-19	01:35	27.5371	-112.3065	530	52	401.8
	E96	17-oct-19	04:00	27.6398	-112.4229	358	302	224
	E100	17-oct-19	06:20	27.6854	-112.4999	284	310	155.9
	E113	17-oct-19	20:17	28.0493	-112.7164	63	132	36.9
	E114	17-oct-19	23:05	27.9546	-112.5299	815	310	263.2
	E115	18-oct-19	01:48	27.8231	-112.6175	353	310	261.9
	E116	18-oct-19	04:29	27.6873	-112.4999	310	260	205.6
Zona oceánica	E182	23-oct-19	03:05	27.4981	-111.6002	> 2,000	310	356.2

8.3 Análisis de laboratorio

Las muestras se procesaron en el Laboratorio de Zooplancton (Departamento de Hidrobiología, Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa). Para su preservación, el formaldehído se sustituyó por etanol al 96% mediante filtración. Cada muestra se fraccionó a 500 mL con un aparato de Folsom para homogeneizar la biomasa y, de estas fracciones, se extrajo una alícuota de 30 mL que se conservó en etanol al 96% hasta su análisis. Las larvas de decápodos se separaron bajo un microscopio estereoscópico AmScope SE306R-P-LED (10x; 2x/4x) y se clasificaron por fase y estadio de desarrollo según Martin (2014): Dendrobranchiata (protozoa, mysis y postlarva) y Pleocyemata (zoea y decapodito). Los individuos fueron

contabilizados y preservados en viales de vidrio de 5 mL con etanol al 96% para su identificación taxonómica.

Las larvas de decápodos se identificaron al nivel taxonómico más preciso posible con base en criterios morfológicos establecidos en claves para larvas presentes en el Pacífico, Atlántico y Mediterráneo (Tabla 4). La ocurrencia de los taxa se comparó con la diversidad reportada en Hendrickx (1992), Global Biodiversity Information Facility (GBIF, 2025), y World Register of Marine Species (WoRMS, 2025). Los morfotipos se fotografiaron con una cámara digital Samsung Galaxy S8 Dual Pixel para elaborar un catálogo de la diversidad morfológica de larvas de decápodos en el GC, incluyendo estación de origen y los caracteres diagnósticos utilizados para la determinación taxonómica y de estadios larvarios (Anexo I).

La abundancia larvaria se estandarizó a 1,000 m³ siguiendo métodos estándar, mediante la ecuación $N = \frac{N_m}{V} \times 1,000$, donde N es la abundancia de larvas de decápodos por cada 1,000 m³ de agua filtrada (ind. /1,000 m³), N_m es el número de larvas separadas de la alícuota y V el volumen de agua filtrada (m³) (Kramer *et al.*, 1972; Smith y Richardson, 1979). La abundancia relativa (%) y la frecuencia relativa de ocurrencia (n=19) se calcularon a partir de la abundancia promedio estandarizada por taxón y estadio de desarrollo para construir un diagrama de Olmstead-Tukey (Olmstead y Tukey, 1947).

Tabla 4. Criterios morfológicos utilizados para la determinación de los estadios larvarios y la composición taxonómica de la comunidad de larvas de decápodos recolectadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.

Grupo larvario		Criterio morfológico	Referencias
Determinación del grupo zooplanctónico (con base en los criterios generales de Martin, 2014)			
Larvas de crustáceos decápodos (Crustacea: Decapoda)		• Cuerpo segmentado en cefalotórax, pleon y telson	
		• Caparazón alargado o globos que cubre la cavidad branquial	Báez, 1997
		• Ausencia de órganos sexuales	Martin, 2014
		• Presencia de ojos compuestos y apéndices birrámeos no funcionales (antenas, anténulas, maxilípedos, pereiópodos y pleópodos)	Medellín-Mora <i>et al.</i> , 2009
		• Presencia de setas, espinas y ornamentaciones	
Determinación de la fase y estadio larvario (con base en la terminología para estadios larvarios de Martin, 2014)			
Suborden Dendrobranchiata	Generalidades	• Patrón morfológico de camarón (facies caridea) • Cefalotórax liso u ornamentado con rostro alargado • Caparazón aplanado lateralmente • Branquias en forma de dendritas (dendrobranquias) • Pleura de la segunda somita abdominal no sobrelapa	
	Protozoa	• Caparazón corto • Telson bilobulado	dos Santos y Lindley, 2001
	Mysis	• Antena no segmentada • Ausencia de pleópodos	dos Santos y González, 2004 Medellín-Mora <i>et al.</i> , 2009
	Postlarva	• Pereiópodos 1-3 quelados • Presencia de urópodos	Martin, 2014
	Generalidades	• Patrón morfológico de cuerpo aplanado o esférico • Caparazón globoso, triangular o en forma de casco • Cefalotórax liso, espinado u ornamentado • Telson bifurcado o con espinas medias	

(Continuación)

Determinación de la fase y estadio larvario (con base en la terminología para estadios larvarios de Martin, 2014)			
Suborden Pleocyemata	Zoea	• Presencia de maxilípedos • Presencia de pereiópodos 1-2 • Ausencia de pleópodos • Caparazón con procesos espinosos	dos Santos y Lindley, 2001 dos Santos y González, 2004 Medellín-Mora <i>et al.</i> , 2009 Martin, 2014
	Decapodito	• Morfología parecida al individuo adulto • Pereiópodos mejor desarrollados • Presencia de pleópodos	Kornienko y Korn, 2008 Korn y Kornienko, 2010
Determinación taxonómica (con base en la clasificación taxonómica de Ahyong <i>et al.</i> , 2011)			
Suborden Dendrobranchiata	Superfamilia Penaeoidea	• Margen del caparazón suave y liso	Calderón-Pérez <i>et al.</i> , 1989 dos Santos y Lindley, 2001
	Superfamilia Sergestoidea	• Margen del caparazón poco rígido y dentado	Medellín-Mora <i>et al.</i> , 2009
Suborden Pleocyemata	Infraorden Anomura	• Margen anterolateral del caparazón extendido en procesos espinosos	Boschi, 1981 Albornoz y Wehrtmann, 1997 Pohle <i>et al.</i> , 1999
	Infraorden Axiidea	• Espinas rostral y dorsal de la segunda somita abdominal alargadas	dos Santos y González, 2004 García-Guerrero <i>et al.</i> , 2005
	Infraorden Brachyura	• Caparazón globoso que cubre la mayor parte del cuerpo	Medellín-Mora <i>et al.</i> , 2009 Baba <i>et al.</i> , 2011
	Infraorden Caridea	• Pleura de la segunda somita abdominal sobrelapa a la primera y tercera	Guerao y Cuesta, 2014 Pohle y Santana, 2014 Weiss, 2017
	Infraorden Gebiidea	• Espinas anterolaterales en el caparazón (similar a Anomura sin procesos espinosos)	Cuesta y González-Gordillo, 2022

* Los caracteres diagnósticos fueron señalados en el catálogo fotográfico de diversidad de larvas de decápodos recolectadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019 (Anexo I).

8.4 Análisis de datos

Para evaluar los supuestos estadísticos de los análisis, los datos de abundancia se sometieron a pruebas de normalidad multivariada (Shapiro-Wilk, $\alpha=0.05$) y homocedasticidad (M de Box, $\alpha=0.05$) mediante las funciones *mvn* {MVN} y *BoxM* {MVTests} en RStudio (ver. 2024.12.1+563). Al no cumplirse los supuestos, se aplicó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis ($\alpha=0.05$) para comparar la abundancia larvaria total entre la costa continental y la peninsular. La estación oceánica (E182) se excluyó, quedando 53 taxa y de 18 estaciones hidrográficas (9 de la zona continental y 9 de la peninsular).

Los análisis de ordenación ecológica se realizaron en PC-ORD (ver. 6.0) (MjM Software, Gleneden Beach, Oregon, E.U.A.) (McCune *et al.*, 2002). Se construyeron tres matrices de datos: 1) abundancia taxonómica (53 taxa en 18 estaciones, todos los estadios), 2) abundancia de estadios larvarios (cinco estadios en los mismo taxa y estaciones), y 3) variables ambientales (TSM, SSM, OD, Cl-a y VC). Las matrices biológicas se transformaron con $\log_{10}(x+1)$ para reducir la asimetría y el efecto de ceros, mientras que la ambiental se relativizó de manera general para homogeneizar escalas (McCune *et al.*, 2002). La zona de muestreo se incluyó como variable categórica (continental= 1, peninsular= 2) (Fig. 2b, Tabla 2).

Se aplicó un análisis de agrupamiento de dos vías (Two-way Cluster Analysis) con distancia de Sørensen (Bray-Curtis), método de Beta flexible (-0.25) y relativización por el valor máximo de cada taxón para describir patrones espaciales por zona. La relación comunidad–ambiente se evaluó mediante un Análisis de Correspondencia Canónica (ACC), optimizando los datos por estación (filas) y zona (continental= 1, peninsular= 2) (McCune *et al.*, 2002). Además, se realizó un Procedimiento de Permutación Multi-Respuesta (PPMR) para

evaluar diferencias en la abundancia y composición entre zonas, utilizando distancia de Sørensen (Bray-Curtis) y suma de cuadrados $[n/\text{sum}(n)]$. El PPMR calcula una matriz de distancias dentro de un grupo predefinido y aplica una prueba de permutación para determinar la significancia estadística (McCune *et al.*, 2002).

Los taxa característicos de cada zona se identificaron mediante un Análisis de Especies Indicadoras (AEI) con 4,999 permutaciones (método de Monte Carlo) y valores indicadores según Dufrêne y Legendre. El AEI realiza combinaciones simultáneas entre la abundancia relativa y la frecuencia de aparición de cada taxón dentro de grupos definidos, asignando un valor indicador (VI) y una probabilidad asociada (McCune *et al.*, 2002). La distribución espacial de la abundancia y composición se representó en QGIS Desktop (ver. 3.16.9) con capas vectoriales en coordenadas decimales y sistema de referencia WGS-84 (QGIS Project, 2024). Las variables ambientales se visualizaron con diagramas de contorno interpolados mediante *Point Kriging* en Surfer (Golden Software, V7.02) (Golden Software, 2024).

9. RESULTADOS

9.1 Caracterización ambiental

La temperatura superficial del mar (TSM) presentó una media de 28 °C, con valores promedio de 29.4 °C en la costa continental (CC) y 26.9 °C en la peninsular (CP), mostrando un gradiente continental–peninsular ($28.5\text{--}30 \pm 0.4$ °C y 25.9 a 28.1 ± 0.8 °C, respectivamente) (Fig. 4a, Tabla 5). La salinidad superficial del mar (SSM) tuvo una media de 35.3 g/Kg, con 35.2 g/Kg en la CC y 35.4 g/Kg en la CP, evidenciando un gradiente norte–sur con valores intermedios de 35.3 g/Kg, y un gradiente peninsular–continental con un intervalo de 35 a 35.4 ± 0.1 g/Kg (Fig. 4b, Tabla 5). La concentración de oxígeno disuelto (OD) registró una media de 4.2 mg/L, con un promedio de 4 mg/L en la CC y 4.4 mg/L en la CP, destacando un área de baja concentración en el norte de la CC (2.3 mg/L en E17–E19) (Fig. 4c, Tabla 5).

La concentración superficial clorofila *a* (Cl-*a*) mostró una media de 1.9 mg/m³, con un valor promedio de 0.6 mg/m³ en la CC y 3.3 mg/m³ en la CP. Los valores oscilaron entre $0.2\text{--}2.2 \pm 0.7$ mg/m³ en la CC y 0.9 y 8.2 ± 2.7 mg/m³ en la CP, con un gradiente peninsular–continental (sur) (Fig. 4d, Tabla 5). La velocidad de la corriente superficial marina (VC) tuvo una media de 0.15 ± 0.08 m/s, con valores promedio de 0.10 ± 0.06 m/s en la CC y 0.18 ± 0.04 m/s en la CP. En la CC se presentaron velocidades de 0.06–0.21 m/s, mientras que en la CP el intervalo de velocidad fue de 0.14–0.26 m/s (Fig. 4e, Tabla 5). Las mediciones en la zona oceánica (ZO, E182) fueron: TSM= 26.6 °C, SSM= 35.4 g/Kg, OD= 4.4 mg/L, Cl-*a*= 0.7 mg/m³, VC=0.36 m/s.

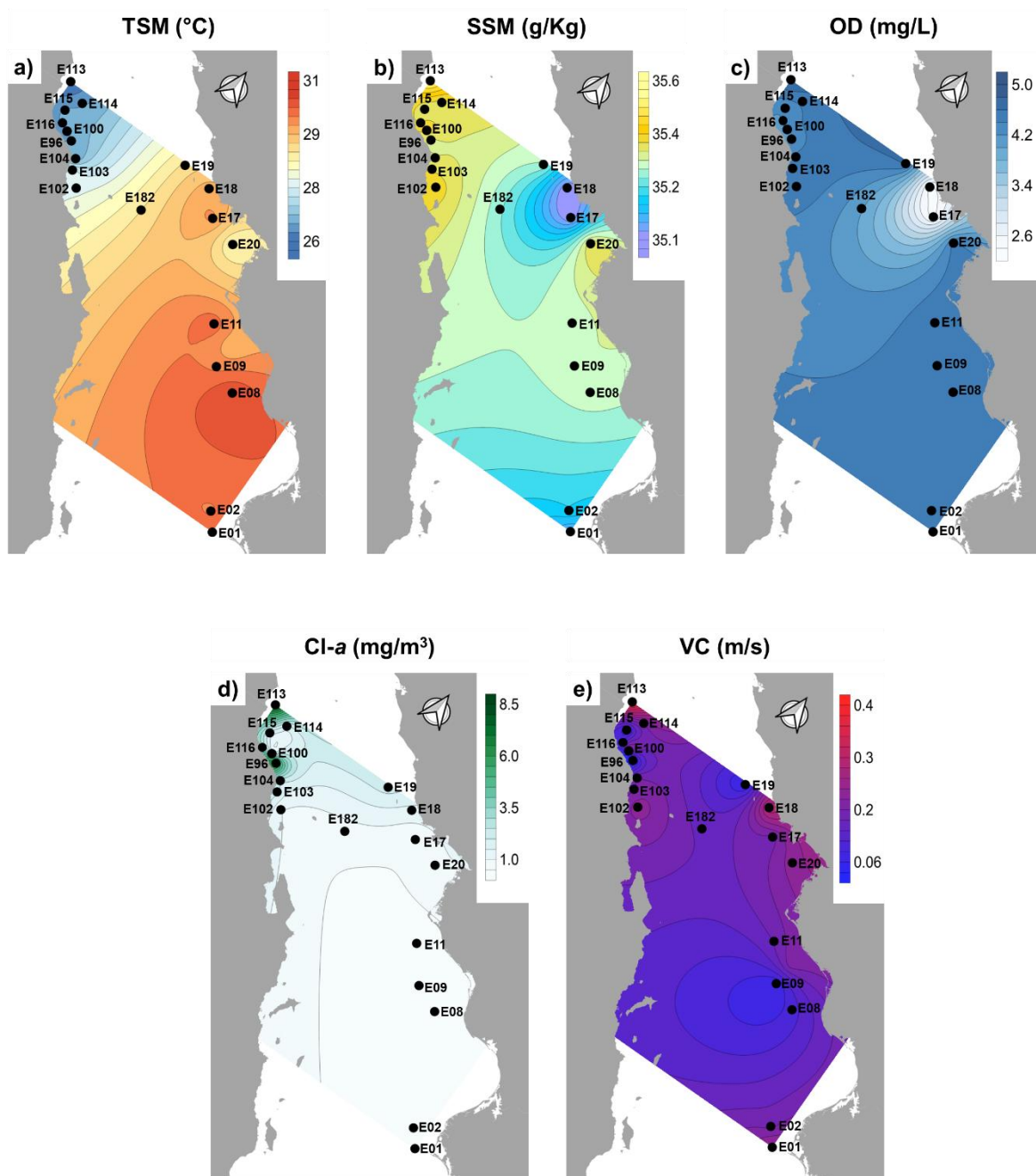


Figura 4. Distribución horizontal superficial (a 2 m) de las variables ambientales registradas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. a) Temperatura superficial del mar (TSM °C), b) Salinidad (SSM g/Kg), c) Concentración de oxígeno disuelto (OD mg/L), d) Concentración de Cl-a (mg/m³) y Velocidad de la corriente marina (VC m/s).

Tabla 5. Media y desviación estándar (DE) de las variables ambientales registradas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.

Variable ambiental		Continental (CC)		Peninsular (CP)		Ambas costas	
		Media	DE	Media	DE	Media	DE
FONDO	(m)	481.5	268.3	403.1	209.0	440.0	234.4
MUESTREO	(m)	240.8	125.9	219.6	119.9	229.0	115.1
TSM	(°C)	29.4	0.4	27.2	0.8	28.2	1.3
SSM	(g/Kg)	35.2	0.1	35.3	0.1	35.3	0.1
OD	(mg/L)	4.0	1.0	4.2	0.4	4.1	0.7
Cl-a	(mg/m ³)	0.6	0.7	3.3	2.7	1.9	2.3
VC	(m/s)	0.1	0.1	0.2	0.0	0.2	0.1

9.2 Estructura de la comunidad de larvas de decápodos

9.2.1 Riqueza y composición larvaria

Se identificaron 54 taxa de larvas de decápodos, distribuidos en 2 superfamilias, 5 infraórdenes, 30 familias, 35 géneros, 11 especies y 43 morfotipos no determinados (5 a nivel de infraorden, 17 a nivel de familia y 21 a nivel de género). El suborden Dendrobranchiata incluyó larvas en estadios protozoa, mysis y postlarva, correspondientes a 2 superfamilias, 4 familias, 4 géneros, 3 especies y 4 morfotipos. El suborden Pleocyemata estuvo conformado por larvas zoea y decapodito, pertenecientes a 5 infraórdenes, 26 familias, 31 géneros, 8 especies y 39 morfotipos (Fig. 5, Tabla 6). En ambas costas (CC y CP) se registraron las familias Penaeidae, Solenoceridae (Penaeoidea), Luciferidae y Sergestidae (Sergestoidea) (Dendrobranchiata); Munididae, Paguridae, Porcellanidae (Anomura), Callianassidae (Axiidea), Epialtidae, Ethusidae, Panopeidae, Parapinnixidae, Pinnotheridae, Portunidae, Varunidae, Xanthidae (Brachyura), Alpheidae, Nematocarcinidae, Palaemonidae (Caridea) y el infraorden Gebiidea (Pleocyemata). En la zona oceánica se registraron Solenoceridae, Hippidae (Anomura), Portunidae y Lysmatidae (Caridea) (Fig. 5, Tabla 7). Ya que esta estación se excluyó de los análisis, se descartó el taxón *Lysmata* sp.

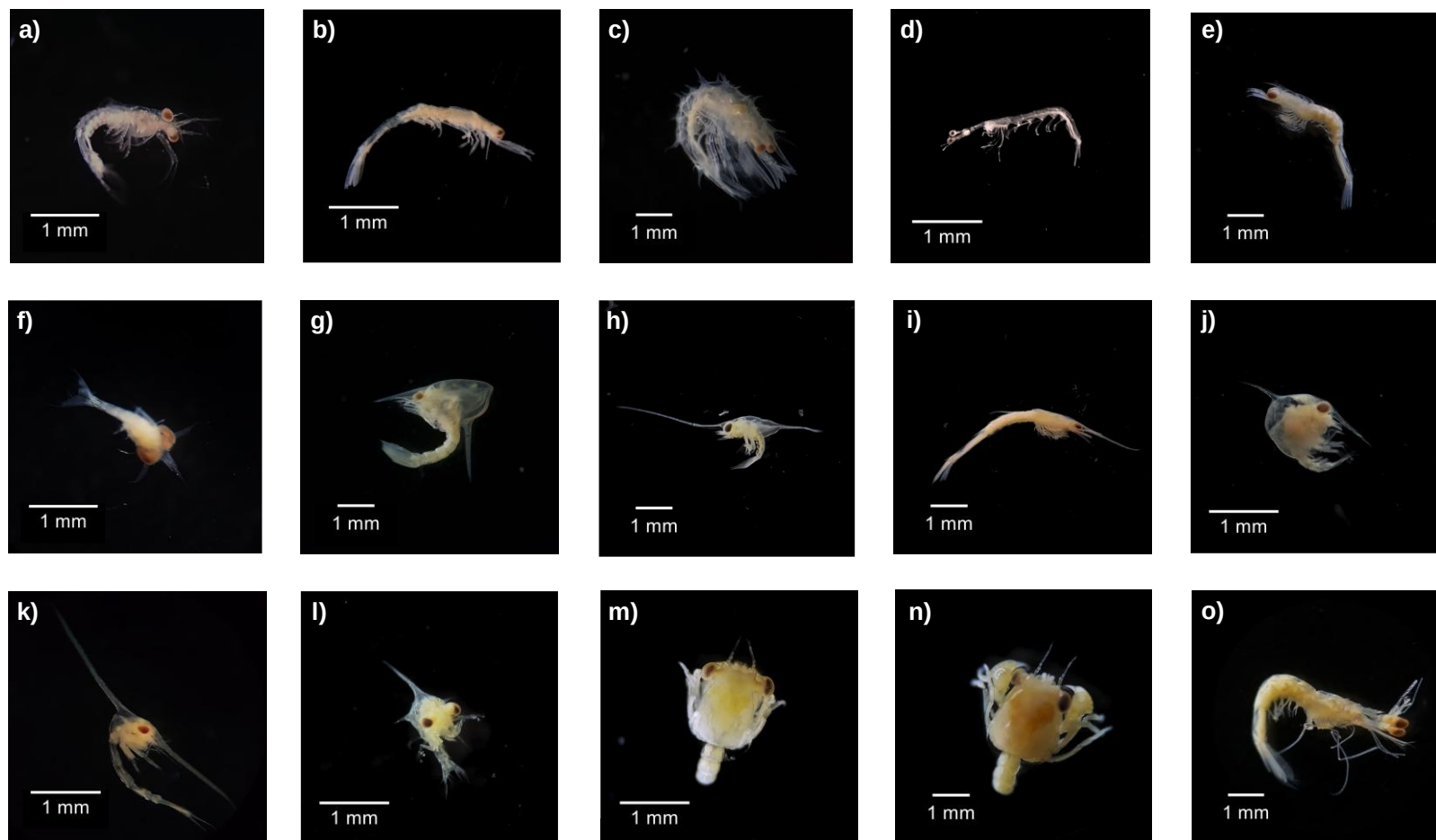


Figura 5. Diversidad de larvas de decápodos recolectadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. a) protozoea de Penaeidae, b) postlarva de *Penaeus* sp., c) mysis de *Solenocera* sp., d) mysis de *Lucifer typus*, e) mysis de *Penaeus brevirostris*, f) zoea de *Grimothea planipes*, g) zoea de Hippidae, h) zoea de Porcellanidae, i) zoea de Callianassidae, j) zoea de *Dissodactylus* sp., k) zoea de *Ethusa* sp., l) zoea de Plagusiididae, m) megalopa de Epialtidae, n) megalopa de *Hemigrapsus* sp., o) zoea de *Lysmata* sp. Fotografías realizadas por Virginia M. Quintero.

Tabla 6. Lista sistemática, abundancia (ind./1000 m³), desviación estándar (DE) , abundancia relativa (AR) y frecuencia relativa (FR) de la composición taxonómica de la comunidad de larvas de decápodos recolectada en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. ND: No determinado.

Clasificación superior	Familia	Género	Especie / Morfotipo	Total	Media	DE	AR(%)	FR(%)
Phyllum Arthropoda								
Subphyllum Crustacea								
Clase Malacostraca								
Subclase Eumalacostraca								
Superorden Eucarida								
Orden Decapoda								
Suborden Dendrobranchiata								
Superfamilia Penaeoidea	Penaeidae		Morfotipo-ND	3,715.4	195.5	1,600.8	1.0	15.8
	Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>Penaeus</i> sp.	11,569.2	608.9	1,692.0	3.3	42.1
	Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>P. brevisrostris</i> Kingsley, 1878	301.9	15.9	96.1	0.1	10.5
	Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>P. californiensis</i> Holmes, 1900	4,364.8	229.7	1,471.3	1.2	15.8
	Solenoceridae	<i>Solenocera</i>	<i>Solenocera</i> sp.	6,059.6	318.9	483.6	1.7	57.9
Superfamilia Sergestoidea	Luciferidae	<i>Lucifer</i>	<i>L. typus</i> H. Milne Edwards, 1837	4,514.0	237.6	217.8	1.3	52.6
	Sergestidae	<i>Sergestes</i>	<i>Sergestes</i> sp.	1,380.2	72.6	163.4	0.4	21.1
Suborden Pleocyemata								
Infraorden Anomura	Grupo Anomura		Morfotipo-ND	473.1	24.9	31.5	0.1	15.8
	Diogenidae	<i>Dardanus</i>	<i>Dardanus</i> sp.	242.1	12.7	14.9	0.1	10.5
	Hippidae		Morfotipo-ND	1,759.3	92.6	424.2	0.5	31.6
	Munididae	<i>Grimothea</i>	<i>G. planipes</i> Stimpson, 1860	2,033.3	107.0	155.8	0.6	47.4
	Paguridae		Morfotipo-ND	736.2	38.7	76.4	0.2	21.1
	Paguridae	<i>Pagurus</i>	<i>Pagurus</i> sp.	445.5	23.4	65.4	0.1	15.8
	Porcellanidae		Morfotipo-ND	1,116.1	58.7	488.4	0.3	10.5
	Porcellanidae	<i>Petrolisthes</i>	<i>Petrolisthes</i> sp.	213.8	11.3	0.0	0.1	5.3
	Porcellanidae	<i>Porcellana</i>	<i>Porcellana</i> sp.	83.0	4.4	0.0	0.0	5.3
Infraorden Axiidea	Grupo Axiidea		Morfotipo-ND	3,970.2	209.0	1,042.0	1.1	15.8
	Axiidae		Morfotipo-ND	3,613.7	190.2	0.0	1.0	5.3
	Callianassidae		Morfotipo-ND	4,763.1	250.7	1,157.6	1.3	26.3
	Callianassidae	<i>Neotrypaea</i>	<i>N. californiensis</i> Dana, 1854	1,777.0	93.5	339.8	0.5	21.1
	Strahlaxiidae	<i>Neaxius</i>	<i>N. vivesi</i> Bouvier, 1895	903.4	47.5	0.0	0.3	5.3

(Continuación)

Clasificación superior	Familia	Género	Especie / Morfotipo	Total	Media	DE	AR (%)	FR (%)
Infraorden Brachyura	Grupo Brachyura		Morfotipo-ND	242,603.7	12,768.6	39,147.7	68.3	89.5
	Epialtidae		Morfotipo-ND	296.7	15.6	92.5	0.1	10.5
	Epialtidae	<i>Libinia</i>	<i>Libinia</i> sp.	1,540.8	81.1	208.2	0.4	26.3
	Ethusidae	<i>Ethusa</i>	<i>Ethusa</i> sp.	398.8	21.0	26.8	0.1	15.8
	Inachoididae	<i>Pyromaia</i>	<i>P. tuberculata</i> Lockington, 1877	1,806.9	95.1	0.0	0.5	5.3
	Leucosiidae	<i>Ebalia</i>	<i>Ebalia</i> sp.	83.0	4.4	0.0	0.0	5.3
	Leucosiidae	<i>Iliacantha</i>	<i>Iliacantha</i> sp.	416.7	21.9	65.4	0.1	10.5
	Leucosiidae	<i>Randallia</i>	<i>R. ornata</i> Randall, 1840	213.8	11.3	0.0	0.1	5.3
	Mithracidae		Morfotipo-ND	127.3	6.7	0.0	0.0	5.3
	Panopeidae		Morfotipo-ND	4,135.4	217.7	1,118.6	1.2	31.6
	Parapinnixidae	<i>Parapannixa</i>	<i>P. nitida</i> Lockington, 1877	3,082.2	162.2	495.2	0.9	36.8
	Pinnotheridae		Morfotipo-ND	8,791.4	462.7	3,930.4	2.5	21.1
	Pinnotheridae	<i>Dissodactylus</i>	<i>Dissodactylus</i> sp.	5,223.1	274.9	1,961.8	1.5	21.1
	Pinnotheridae	<i>Pinnixa</i>	<i>Pinnixa</i> sp.	3,613.7	190.2	0.0	1.0	5.3
	Pinnotheridae	<i>Pinnotheres</i>	<i>Pinnotheres</i> sp.	380.6	20.0	151.8	0.1	10.5
	Plagusidae		Morfotipo-ND	248.9	13.1	0.0	0.1	5.3
	Portunidae		Morfotipo-ND	6,693.6	352.3	2,259.6	1.9	26.3
	Portunidae	<i>Arenaeus</i>	<i>A. mexicanus</i> Gerstaecker, 1856	1,035.0	54.5	545.8	0.3	10.5
	Portunidae	<i>Callinectes</i>	<i>C. arcuatus</i> Ordway, 1863	1,546.2	81.4	191.8	0.4	31.6
	Varunidae	<i>Hemigrapsus</i>	<i>Hemigrapsus</i> sp.	275.4	14.5	39.9	0.1	10.5
	Xanthidae		Morfotipo-ND	4,676.1	246.1	1,173.1	1.3	31.6
Infraorden Caridea	Grupo Caridea		Morfotipo-ND	6,349.5	334.2	544.8	1.8	68.4
	Alpheidae		Morfotipo-ND	687.5	36.2	68.7	0.2	21.1
	Alpheidae	<i>Alpheus</i>	<i>Alpheus</i> sp.	881.4	46.4	466.6	0.2	10.5
	Alpheidae	<i>Synalpheus</i>	<i>Synalpheus</i> sp.	446.3	23.5	17.2	0.1	15.8
	Hippolytidae		Morfotipo-ND	921.1	48.5	0.0	0.3	5.3
	Lysmatidae	<i>Lysmata</i>	<i>Lysmata</i> sp. *	93.6	4.9	0.0	0.0	5.3
	Nematocarcinidae	<i>Nematocarcinus</i>	<i>Nematocarcinus</i> sp.	565.3	29.8	81.8	0.2	15.8
	Palaemonidae		Morfotipo-ND	1,866.8	98.3	184.8	0.5	26.3
	Palaemonidae	<i>Palaemon</i>	<i>Palaemon</i> sp.	385.3	20.3	0.0	0.1	5.3
	Palaemonidae	<i>Pontonia</i>	<i>Pontonia</i> sp.	165.9	8.7	0.0	0.0	5.3
	Pandalidae		Morfotipo-ND	1,190.5	62.7	0.0	0.3	5.3
Infraorden Gebiidea	Grupo Gebiidea		Morfotipo-ND	354.8	18.7	21.6	0.1	10.5
Taxa de Dendrobranchiata	4	4	7	31,905.0	1,679.2		9.0	
Taxa de Pleocyemata	26	31	47	323,227.0	17,011.9		91.0	
Riqueza	30	35	54	355,132.1	18,691.2		100.0	

* El taxón *Lysmata* sp. fue excluido de los análisis de ordenación ecológica por ser el único registro en las estaciones de muestreo (estación E182 de la zona oceánica).

Tabla 7. Presencia y ausencia de superfamilias, infraórdenes y familias de larvas de decápodos registrada por zona de muestreo de la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.

Suborden Dendrobranchiata				
Superfamilia	Familia	Costa continental	Costa peninsular	Zona oceánica
Penaeoidea	Penaeidae	•	•	
	Solenoceridae	•	•	•
Sergestoidea	Luciferidae	•	•	
	Sergestidae	•	•	
Suborden Pleocyemata				
Infraorden	Familia	Costa continental	Costa peninsular	Zona oceánica
Anomura	Diogenidae		•	
	Hippidae	•		•
	Munididae	•	•	
	Paguridae	•	•	
Axiidea	Porcellanidae	•	•	
	Axiidae		•	
	Callianassidae	•	•	
Brachyura	Strahlaxiidae		•	
	Epialtidae	•	•	
	Ethusidae	•	•	
	Inachoididae		•	
	Leucosiidae		•	
	Mithracidae		•	
	Panopeidae	•	•	
	Parapinnixidae	•	•	
	Pinnotheridae	•	•	
	Plagusiidae		•	
Caridea	Portunidae	•	•	•
	Varunidae	•	•	
	Xanthidae	•	•	
	Alpheidae	•	•	
	Hippolytidae		•	
	Lysmatidae			•
	Nematocarcinidae	•	•	
	Palaemonidae	•	•	
Gebiidea	Pandalidae		•	
		•	•	
Riqueza		21	29	4

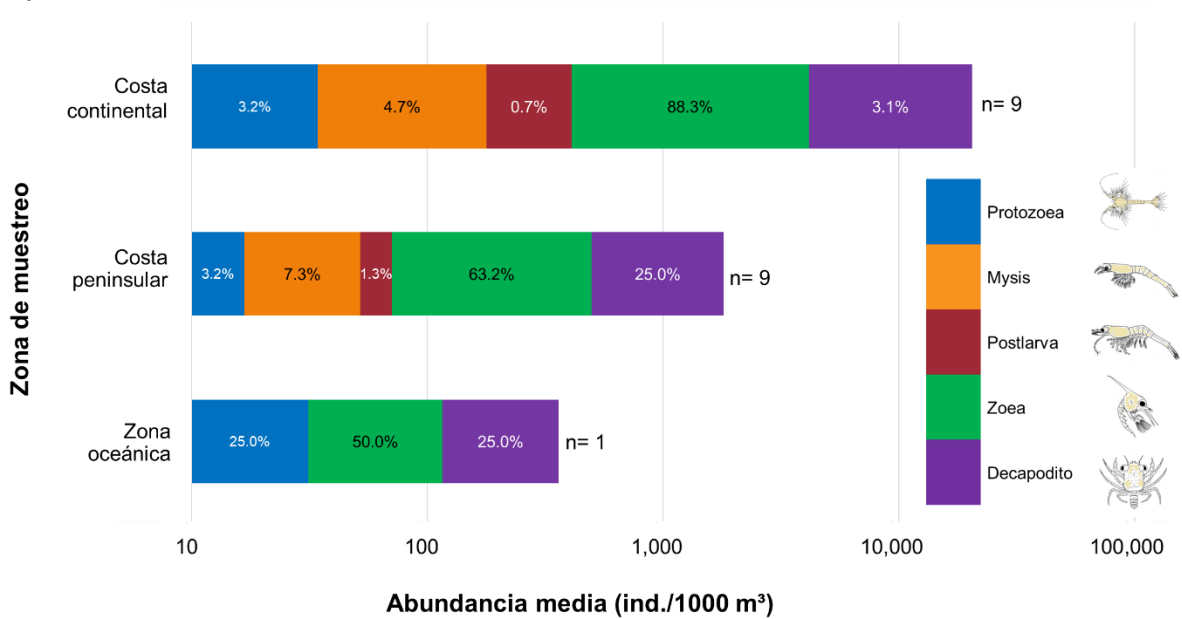
9.2.2 Abundancia larvaria (estandarizada y relativa)

La abundancia media de larvas de decápodos fue de 18,691 ind./1,000 m³ (Tabla 7). La costa continental (CC) concentró el 87.5% del total relativo (34,525 ind./1,000 m³), con máximos en la estación E01 (57%; 35,438 ind./1,000 m³) y mínimos en la E17 (1.1%; 706 ind./1,000 m³). La costa peninsular (CP) representó el 12.4% (4,892 ind./1,000 m³) de la abundancia, con máximos en la estación E113 (32.8%; 2,891 ind./1,000 m³) y mínimos en la E114 (2%; 177 ind./1,000 m³). En la zona oceánica (ZO), la abundancia fue mínima (0.1%, 374 ind./1,000 m³) (Figs. 6a y 7a, Tabla 8). La prueba de Kruskal-Wallis confirmó diferencias significativas entre costa continental y peninsular ($X^2= 5.07$, g. l.=1, $p= 0.024$).

El estadio Zoea (Pleocyemata) predominó en todas las zonas (85.1%; 30,483 ind./1,000 m³ en CC, 3,094 ind./1,000 m³ en CP y 187 ind./1,000 m³ en ZO), mientras que la Postlarva (Dendrobranchiata) fue escasa (0.8%; 235 ind./1,000 m³ en CC y 62 ind./1,000 m³ en CP) y estuvo ausente en la ZO (Figs. 6a y 7b, Tabla 8). A nivel taxonómico, Brachyura (Pleocyemata) presentó mayor riqueza y abundancia (21 morfotipos; 80.9%; 15,915 ind./1,000 m³), seguido por Penaeoidea (Dendrobranchiata) (5 morfotipos; 7.3%; 1,369 ind./1,000 m³). En contraste, Gebiidea (Pleocyemata) presentó los valores más bajos de riqueza y abundancia (1 morfotipo; 0.1%; 18 ind./1,000 m³) (Fig. 6b, Tablas 6–8).

El diagrama de Olmstead-Tukey mostró una composición dominada por taxa con baja abundancia (<10%) y baja frecuencia de ocurrencia (<50%). No obstante, Caridea (Pleocyemata), *Solenocera* sp. y *Lucifer typus* (Dendrobranchiata) se registraron en más del 50% de las estaciones (Fig. 8, Tabla 6). Únicamente Brachyura alcanzó valores elevados de abundancia (~68%) y frecuencia (89.5%), indicando una estructura comunitaria dominada por pocos taxa frecuentes y abundantes, mientras la mayoría presentó valores bajos de abundancia y frecuencia (Fig. 8, Tabla 6).

a)



b)

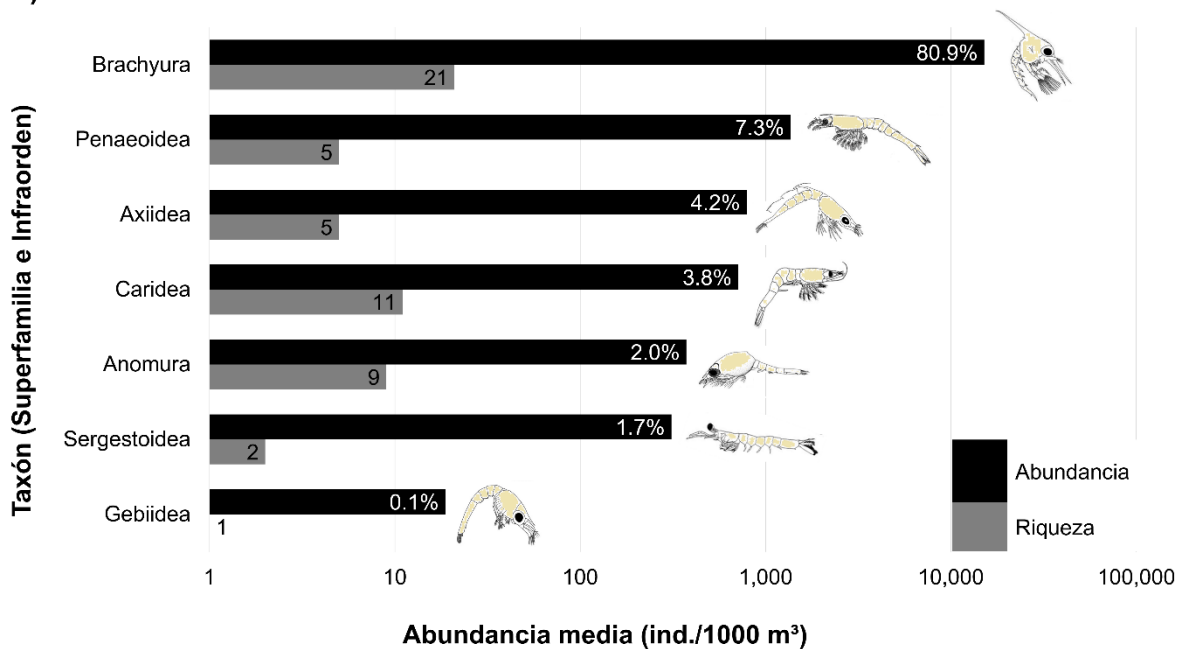


Figura 6. Abundancia (ind./1,000 m³) de larvas de decápodos recolectadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. a) Abundancia media y relativa de estadio larvarios por zona de muestreo, b) Abundancia y riqueza taxonómica por Superfamilia e Infraorden de decápodos.

Tabla 8. Abundancia estandarizada de larvas de decápodos (ind./1,000 m³), desviación estándar (DE), abundancia relativa (AR) y frecuencia relativa (FR) registradas por fase larvaria y por estación en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. En negritas se muestran los valores calculados para cada zona de muestreo y para el área total de estudio.

Zona	Estación	Sub. Dendrobranchiata			Sub. Pleocyemata		Total	Media	D. E.	A. R. (%)
		Protozoa	Mysis	Postlarva	Zoea	Decapodito				
Continental (n=9)	E01	370.7	3,521.5	0.0	173,110.9	185.3	177,188.4	35,437.7	76,975.3	57.0
	E02	0.0	481.7	481.7	8,574.0	578.0	10,115.4	2,023.1	3,669.1	3.3
	E08	0.0	96.9	387.8	3,586.9	290.8	4,362.4	872.5	1,525.1	1.4
	E09	109.5	547.3	218.9	7,004.9	766.2	8,646.7	1,729.3	2,960.7	2.8
	E11	205.4	205.4	0.0	6,471.5	205.4	7,087.8	1,417.6	2,826.6	2.3
	E17	117.6	235.2	0.0	2,705.1	470.5	3,528.5	705.7	1,131.2	1.1
	E18	5,394.2	6,550.1	385.3	55,868.4	3,082.4	71,280.4	14,256.1	23,381.4	22.9
	E19	1,550.6	886.0	0.0	2,990.4	332.3	5,759.3	1,151.9	1,184.1	1.9
	E20	2,126.9	2,126.9	638.1	14,037.7	3,828.5	22,758.2	4,551.6	5,421.8	7.3
	Total	9,874.9	14,651.2	2,111.7	274,349.9	9,739.4	310,727.1			
	Media	1,097.2	1,627.9	234.6	30,483.3	1,082.2		34,525.2		
	DE	1,781.7	2,162.2	247.6	56,031.5	1,370.8			57,617.9	
Peninsular (n=9)	AR (%)	3.2	4.7	0.7	88.3	3.1				87.5
	FR (%)	77.8	100.0	55.6	100.0	100.0				
	E102	0.0	0.0	0.0	4,753.1	0.0	4,753.1	950.6	2,125.6	10.8
	E103	0.0	263.2	394.8	3,026.5	789.5	4,473.9	894.8	1,225.2	10.2
	E104	0.0	83.0	0.0	2,654.5	414.8	3,152.3	630.5	1,144.4	7.2
	E96	0.0	744.1	0.0	2,083.4	1,339.3	4,166.9	833.4	896.6	9.5
	E100	427.5	427.5	0.0	2,565.2	213.8	3,634.0	726.8	1,042.8	8.3
	E113	0.0	903.4	0.0	6,324.0	7,227.4	14,454.9	2,891.0	3,579.7	32.8
	E114	506.6	126.7	0.0	253.3	0.0	886.6	177.3	211.9	2.0
	E115	0.0	0.0	0.0	2,291.0	381.8	2,672.9	534.6	995.7	6.1
	E116	486.3	648.5	162.1	3,890.8	648.5	5,836.2	1,167.2	1,535.4	13.3
	Total	1,420.5	3,196.3	556.9	27,841.9	11,015.1	44,030.7			
Oceánica (n=1)	Media	157.8	355.1	61.9	3,093.5	1,223.9		4,892.3		
	DE	237.6	341.0	135.9	1,733.3	2,290.1			3,850.9	
	AR (%)	3.2	7.3	1.3	63.2	25.0				12.4
	FR (%)	33.3	66.7	22.2	100.0	77.8				
	E182	93.6	0.0	0.0	187.1	93.6	374.3	74.9	78.3	100.0
Región central del GC (n=19)	AR (%)	25.0	0.0	0.0	50.0	25.0				0.1
	FR (%)	100.0	0.0	0.0	100.0	100.0				
	Total	11,389.0	17,847.4	2,668.6	302,378.9	20,848.1	355,132.1			
	Media	599.4	939.3	140.5	15,914.7	1,097.3		18,691.2		
	DE	1,292.9	1,608.2	209.9	39,984.2	1,797.3			41,488.2	
	AR (%)	3.2	5.0	0.8	85.1	5.9				100.0
	FR (%)	57.9	84.2	36.8	100.0	89.5				

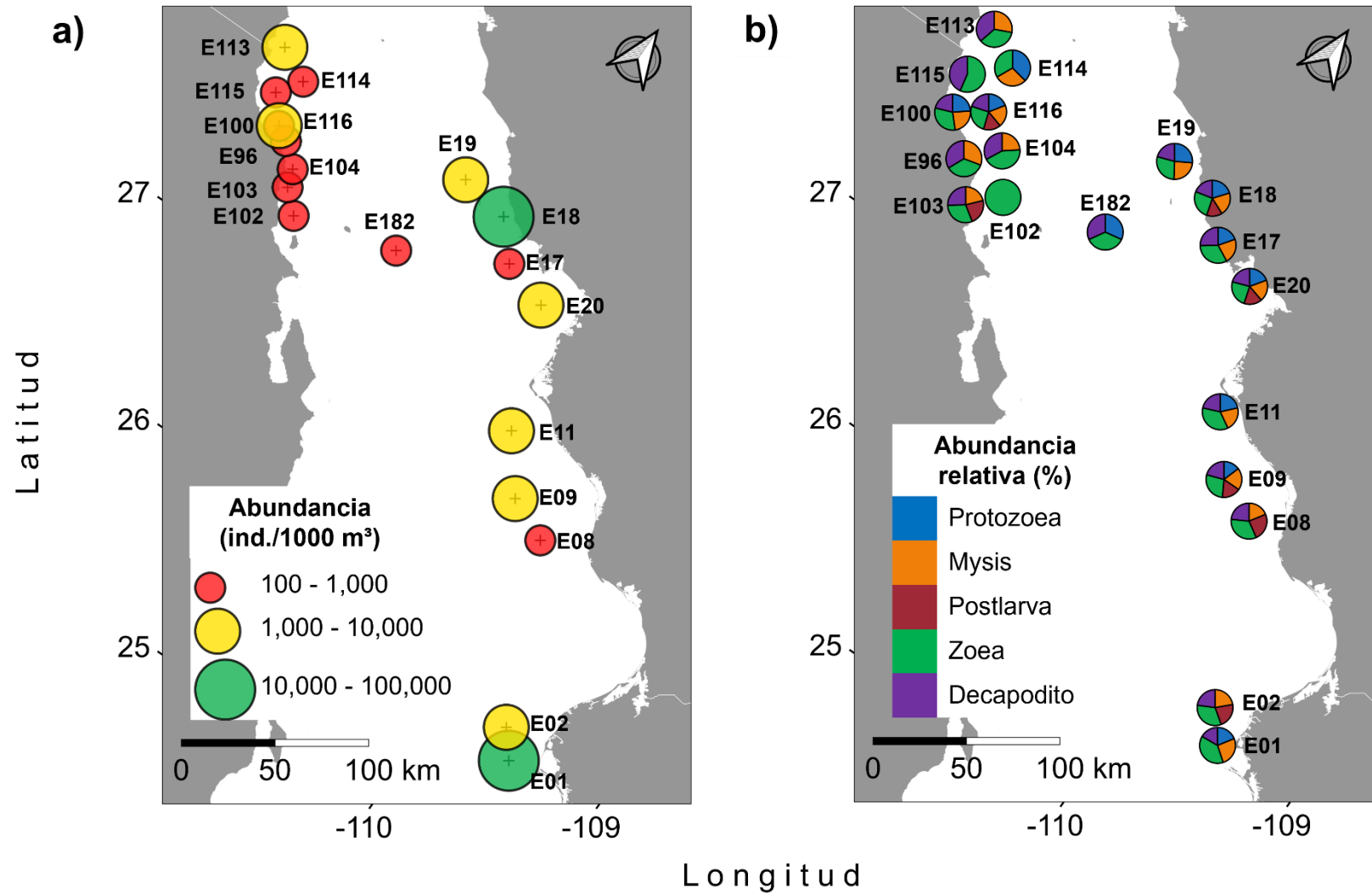


Figura 7. Distribución espacial de la abundancia de larvas de decápodos recolectadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. a) Abundancia media (ind./1000 m³) por estación de muestreo, b) Abundancia relativa (AR) por estadio larvario.

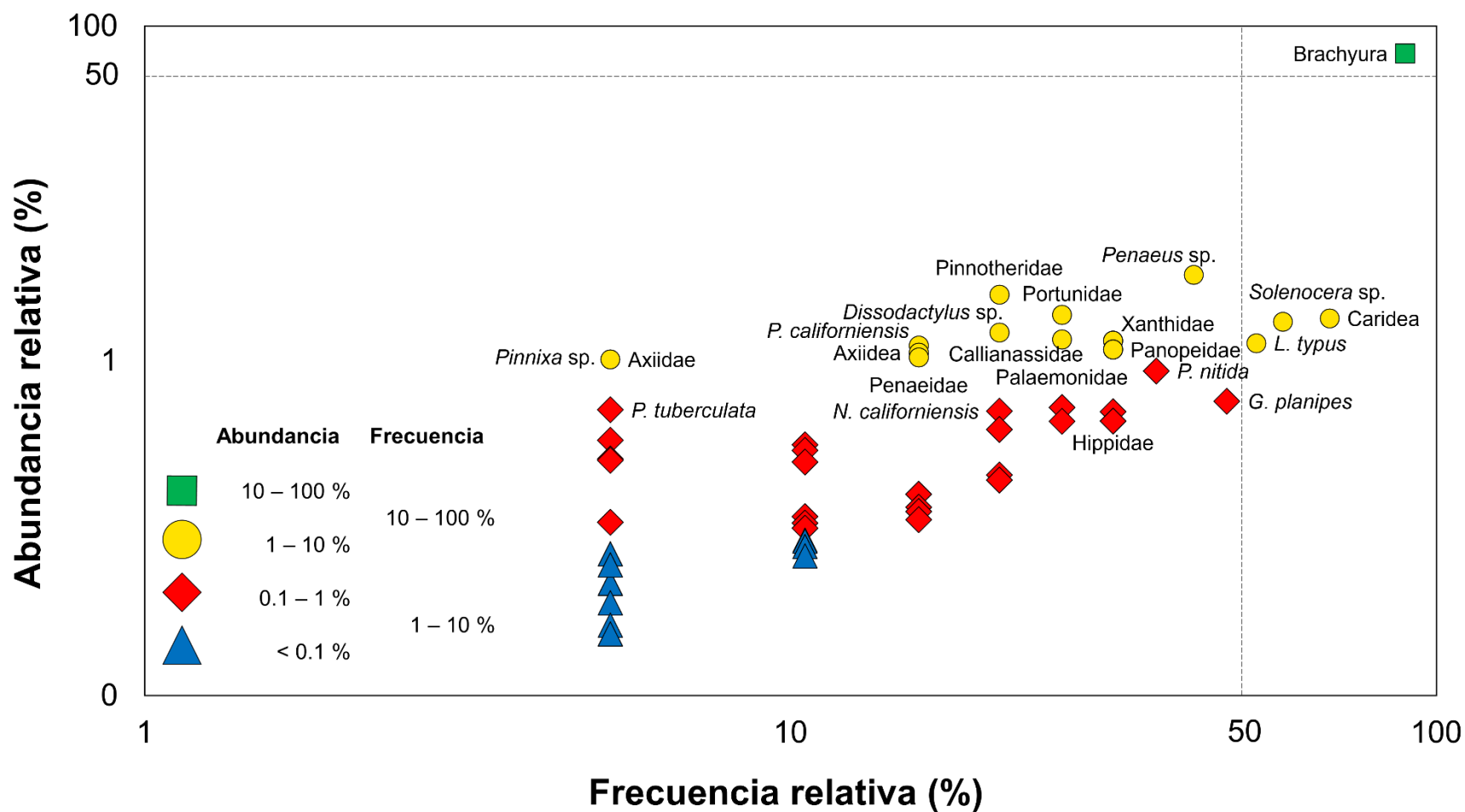


Figura 8. Diagrama de Olmstead-Tukey que muestra la relación entre la abundancia relativa (AR, %) y la frecuencia relativa de ocurrencia (FR, %) de los taxa que integraron la comunidad de larvas de decápodos recolectadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.

9.2.3 Ordenación ecológica de la comunidad larvaria

El análisis de agrupamiento (25% de similitud) identificó tres grupos de estaciones (A–C) y cuatro grupos taxonómicos (1–4) (Fig. 9). El grupo A incluyó estaciones principalmente continentales (CC=8; CP=1) y presentó riqueza y abundancia moderadas (>1%). El grupo B se conformó por estaciones principalmente peninsulares (CC=1; CP=6) y mostró mayor riqueza, pero con abundancias moderadas a bajas (0.1–1%). El grupo C resultó exclusivamente peninsular (n=2), donde se registraron niveles bajos de riqueza y abundancia (<0.1%) (Figs. 9, 10a).

Entre los grupos taxonómicos, el grupo 1 fue el más diverso (25 taxa, abundancia >10%, frecuencia >50%), dominado por Brachyura, Caridea, *Solenocera* sp. y *L. typus*. El grupo 2 incluyó 11 taxa con abundancia moderada (1–10%) y frecuencia intermedia (20–50%), como Hippidae, *Grimothea planipes* y *Parapannixa nitida* (Pleocyemata). El grupo 3 incluyó 11 taxa con abundancia y frecuencia bajas (0.1–1% y 10–20%, respectivamente), entre ellos *Neotrypaea californiensis*, *Pagurus* sp. (Pleocyemata) y *Penaeus brevirostris* (Dendrobranchiata). El grupo 4 reunió seis taxa con abundancia y frecuencia muy bajas (<0.1% y <10%), en su mayoría restringidos a una sola estación de la CP, como Porcellanidae y *Arenaeus mexicanus* (Pleocyemata) (Figs. 9, 10b).

El ACC generó tres ejes, de los cuales los dos primeros explicaron el 20.6% de la variabilidad total en la estructura comunitaria (varianza= 3.60). El eje 1 (11.3%) mostró una fuerte correlación positiva con la TSM ($r=0.945$) y negativa con la Cl-a ($r=-0.693$) y VC, $r=-0.710$), representando un gradiente longitudinal continental–peninsular. El eje 2 (9.4%) se correlacionó positivamente con la VC ($r=0.243$) y negativamente con la Cl-a ($r=-0.727$), representando un gradiente norte–sur (Fig. 11a, Tabla 9). El eje 3 explicó un 5.6% adicional

sin asociaciones relevantes. Los coeficientes de correlación fueron elevados (Pearson > 0.85 , Kendall > 0.70) (Tabla 8), confirmando la significancia de los gradientes ambientales. En el espacio de ordenación, los taxa abundantes y frecuentes se ubicaron en el centro indicando una amplia distribución, mientras que los taxa raros y de baja abundancia se posicionaron en los extremos, asociados a condiciones ambientales particulares (Fig. 11b, Tabla 9).

El PPMR confirmó la separación de dos conjuntos de estaciones: costa continental (grupo 1) y costa peninsular (grupo 2), con diferencias significativas en la estructura comunitaria ($A=0.052$, $p=0.0005$), indicando heterogeneidad entre grupos ($T=-4.30$) (Fig. 10a, Tabla 10). Asimismo, la costa continental mostró mayor similitud interna (distancia promedio= 0.598), mientras que la peninsular mostró mayor heterogeneidad (distancia promedio= 0.758) (Tabla 9). El AEI produjo un conjunto indicador significativo ($p= 0.0048$). De los 53 taxa evaluados, únicamente Hippidae (Pleocyemata) presentó un valor significativo en la costa continental ($VI= 55.6$, $p= 0.0332$), coherente con su posición en el ACC, donde estuvo asociado al gradiente de TSM (Fig. 11b). No se detectaron indicadores significativos para la costa peninsular.

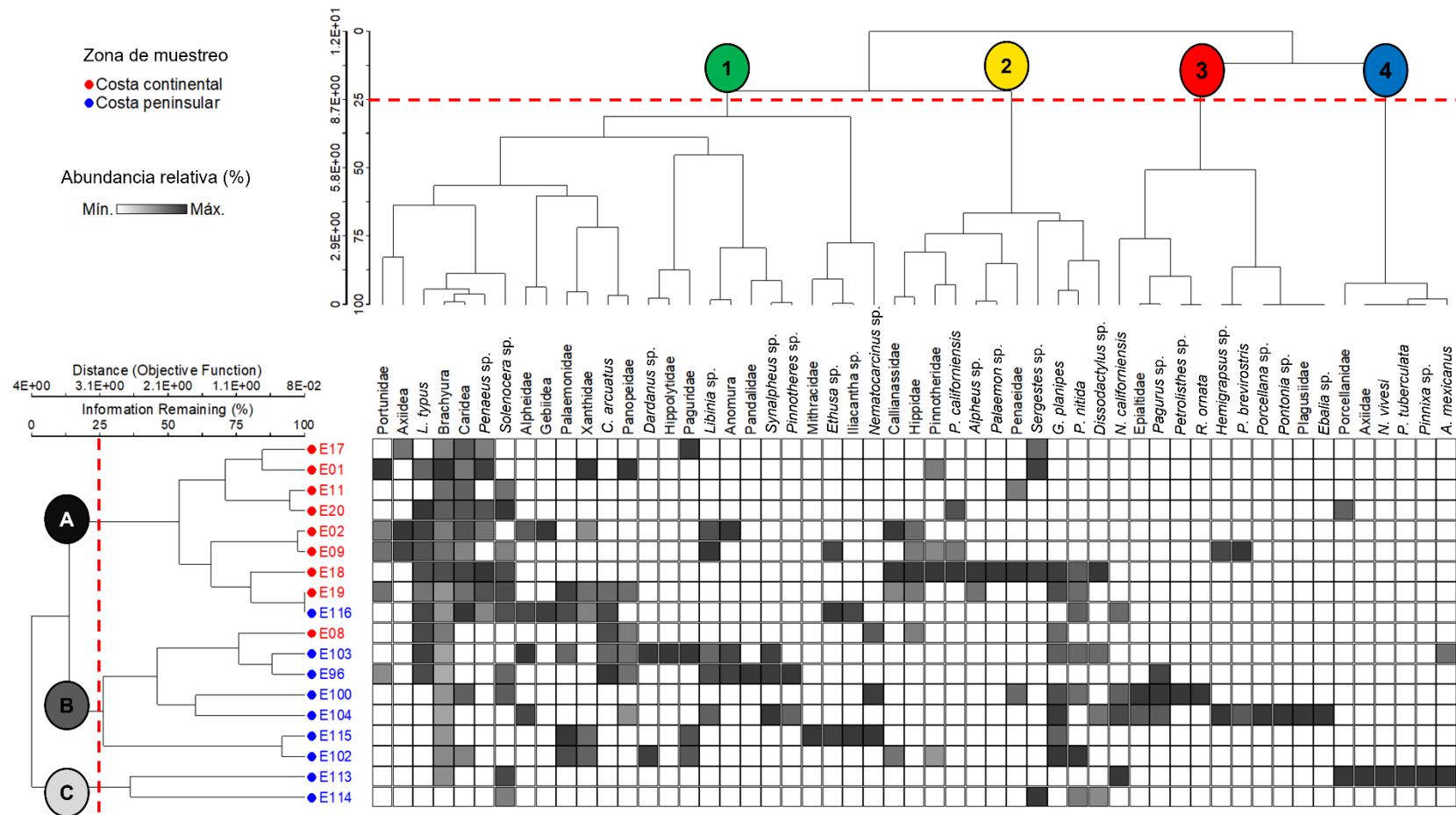


Figura 9. Dendrograma del análisis de agrupamiento de dos vías de la abundancia relativa (%) de los taxa que integraron la comunidad de larvas de decápodos en las estaciones de muestreo en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. Grupos A–C: estaciones de muestreo y grupos 1–4: grupos taxonómicos. Las casillas en blanco indican ausencia de taxa.

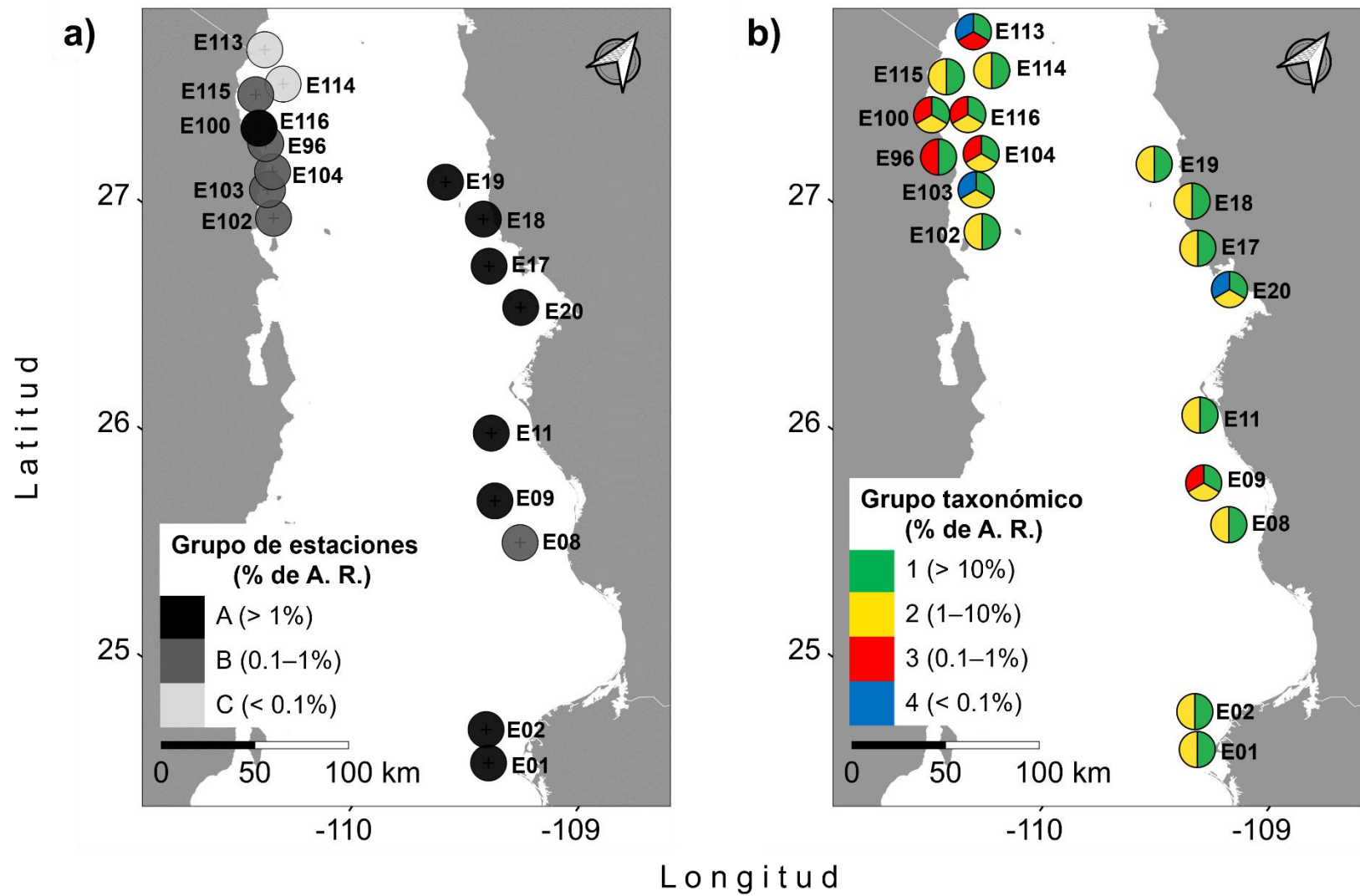


Figura 10. Distribución espacial de los grupos de estaciones (a) y taxonómicos (b) de la comunidad de larvas de decápodos recolectadas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.

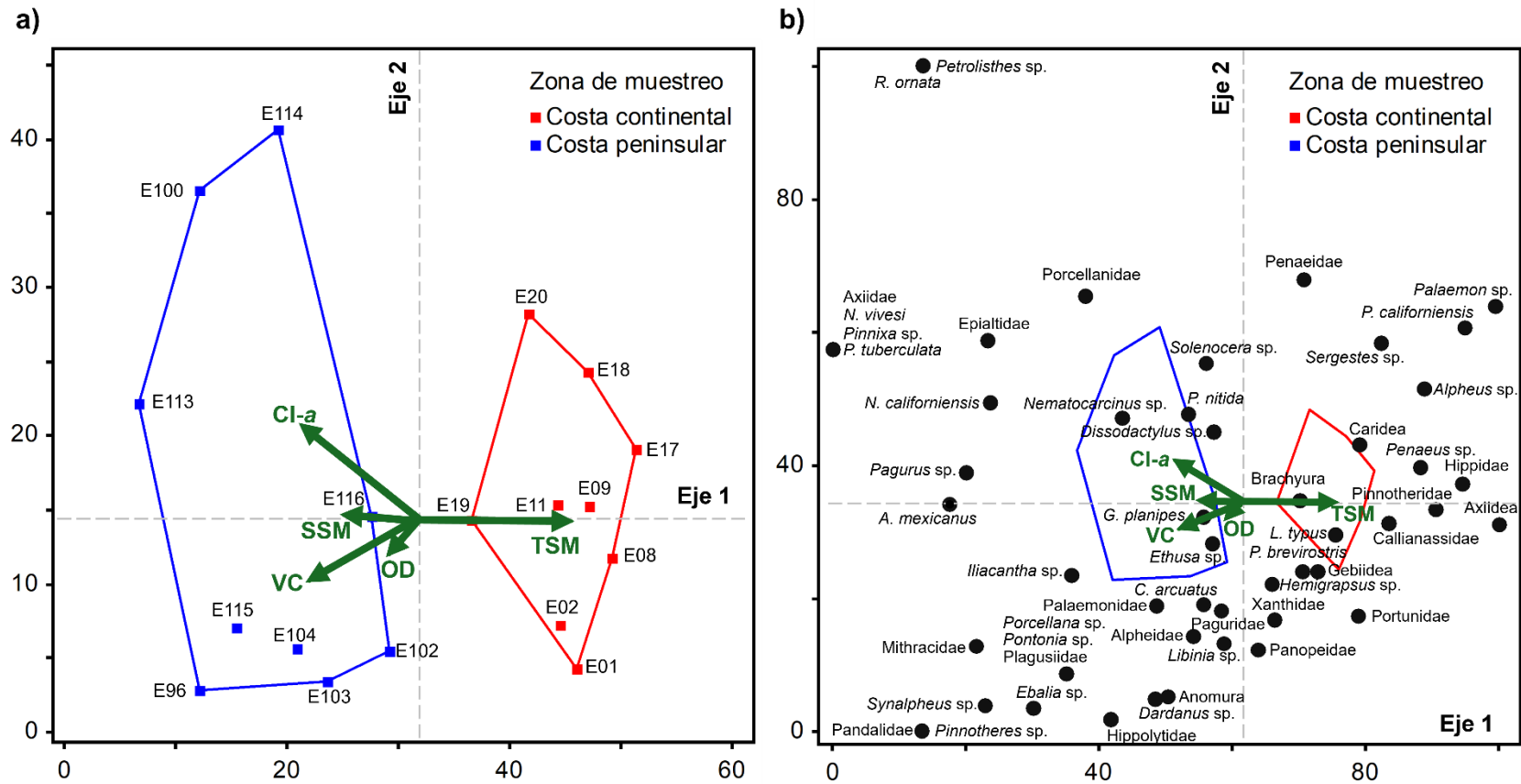


Figura 11. Ordenación del Análisis de Correspondencia Canónica (ACC) que muestra los patrones de distribución de 53 taxa de larvas de decápodos en relación con las variables ambientales registradas en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. a) Agrupamiento de las estaciones de muestreo delimitadas por zona (costa continental y costa peninsular) y vectores de las variables ambientales, b) Distribución de los taxa larvarios en función de la influencia de las variables ambientales. Las flechas representan los vectores de temperatura superficial del mar (TSM), salinidad superficial del mar (SSM), concentración de oxígeno disuelto (OD), concentración de clorofila *a* (Cl-a) y velocidad de la corriente superficial marina (VC).

Tabla 9. Varianza explicada de la ordenación y correlaciones de Pearson-Kendall con los tres ejes de ordenación. En negritas se muestran los valores máximos de las correlaciones con los ejes 1 y 2 de la ordenación.

Ejes canónicos	Eje 1	Eje 2	Eje 3
Eigenvalores	0.406	0.337	0.203
Varianza de datos			
Explicada (%)	11.3	9.4	5.6
Acumulada (%)	11.3	20.6	26.3
Coefficiente de determinación (r^2)			
Pearson	0.926	0.927	0.855
Kendall	0.791	0.765	0.712
Coefficiente de correlación (r)			
Temperatura superficial del mar (TSM)	0.945	0.012	0.027
Salinidad superficial del mar (SSM)	-0.422	-0.259	0.617
Concentración de oxígeno disuelto (OD)	-0.069	0.030	0.218
Concentración de clorofila a (Cl-a)	-0.693	-0.727	-0.107
Velocidad de la corriente superficial marina (VC)	-0.710	0.243	-0.500

Tabla 10. Resultados de los estadísticos del Procedimiento de Permutación de Respuesta Múltiple. En negritas se muestran los valores que indican diferencias significativas entre los grupos de estaciones de muestreo.

Estadístico	Valor
T (magnitud de separación entre grupos)	-4.30
A (índice de acuerdo corregido)	0.052
p (probabilidad del estadístico T)	0.0005
Distancia promedio	
$\bar{\delta}$ observada (dentro de grupos)	0.678
$\bar{\delta}$ esperada	0.715
Grupo 1 (costa continental)	0.598
Grupo 2 (costa peninsular)	0.758

10. DISCUSIÓN

10.1 Caracterización ambiental

La TSM mostró valores elevados (29.4 °C en CC y 27.2 °C en CP), dentro del intervalo característico de la región central del GC en la temporada cálida (28–29 °C) y congruentes con las condiciones neutrales de El Niño 2019, caracterizadas por anomalías térmicas leves y temperaturas moderadas y estables (Escalante *et al.*, 2013; García-Morales *et al.*, 2017; Robles-Tamayo *et al.*, 2018; Acevedo-Acosta *et al.*, 2026). Este gradiente refleja la influencia del Agua Tropical Superficial (25.1–30 °C, < 34.6 g/Kg y 0–50 m), característica de condiciones cálidas y estratificadas (Portela *et al.*, 2016). La diferencia de TSM entre costas sugiere una mayor estratificación en la CC, reforzada por la débil influencia de los vientos del sureste y la baja actividad de los procesos mesoescalares (Escalante *et al.*, 2013), ampliando la disponibilidad de hábitat para larvas con mayor tolerancia térmica.

La SSM fue prácticamente homogénea entre costas (35.2–35.3 g/Kg), consistente con los intervalos característicos del Agua del Golfo de California (>12 °C, > 35.1 g/Kg y 0–150 m) durante la temporada cálida (Portela *et al.*, 2016). La ligera reducción en la CC podría reflejar la influencia de los ríos Colorado, Mayo, Sonora y Yaqui, cuyo aporte fluvial reduce la salinidad y refuerza la heterogeneidad ambiental (Robles-Tamayo *et al.*, 2018), sin comprometer la estabilidad salina bajo la cual se desarrollan las larvas de decápodos (20–35 g/Kg) (Anger, 2001).

La OD también mostró un gradiente estable (4.0–4.2 mg/L), consistente con los valores característicos de la temporada cálida (<5 mg/L), asociados a la estratificación que impide la ventilación de la capa superficial, y el aporte de nutrientes y materia orgánica de origen fluvial,

aunque mínimo y localizado, incrementa la demanda de oxígeno para su degradación (Hidalgo-González y Álvarez-Borrego, 2004; Álvarez-Borrego, 2012; González-Villarreal y Alaniz-Ceja, 2022). Aunque las diferencias entre costas fueron leves, podrían afectar a taxa sensibles y modificar la composición larvaria.

La Cl-*a* presentó bajas concentraciones ($<1 \text{ mg/m}^3$ en CC y $\sim 2 \text{ mg/m}^3$ en CP), inversamente relacionadas con la TSM y la fuerte estratificación que limita el aporte de nutrientes hacia la zona eufótica (Escalante *et al.*, 2013; Robles-Tamayo *et al.*, 2018). Estos valores, similares a los reportados para la RC ($0.44\text{--}0.60 \text{ mg/m}^3$) y las Grandes Islas (1.2 mg/m^3), reflejan una restringida mezcla vertical y baja actividad fotosintética en la CC, mientras que en la CP predominan condiciones productivas derivadas de las surgencias (Álvarez-Borrego, 2012; Escalante *et al.*, 2013). La heterogeneidad de la Cl-*a* evidencia pulsos de productividad potencialmente relevantes para el soporte trófico de la comunidad larvaria, cuyo efecto depende del taxón y estadio (hábitos alimenticios, requerimientos energéticos, etc.) (Anger, 2001).

La VC fue baja (0.1 m/s en CC y 0.2 m/s en CP), en concordancia con los gradientes de TSM y Cl-*a*. La actividad de mesoescala en la CP podría estar asociada a vórtices oceánicos y mezcla marea en el margen peninsular (Lavín y Marinone, 2003; Salas-de-León *et al.*, 2011). Ecológicamente, estas diferencias entre costas pueden favorecer la dispersión larvaria y la conectividad en la CP y la retención larvaria en la CC, generando comunidades larvarias espacialmente diferenciadas.

10.2 Estructura de la comunidad de larvas de decápodos

10.2.1 Riqueza y composición larvaria

Se registraron 54 taxa de decápodos en estadios protozoea, mysis y postlarva (suborden Dendrobranchiata), y zoea y decapodito (suborden Pleocyemata) en la región central del Golfo de California. Dentro de esta composición, Brachyura destacó tanto por su presencia como por su abundancia, lo que sugiere un peso estructural dominante en el ensamble larvario.

La composición regional de las Grandes Islas presentó una menor riqueza (18 taxa), principalmente compuesta por grupos de Dendrobranchiata (Panaeidae, Solenoceridae y Sergestidae) y Caridea (Cintervalonidae, Hippolytidae, Lysmatidae, Palaemonidae, Pandalidae, Pasiphaeidae y Processidae; Pleocyemata) (Naranjo-Zavaleta, 2004). De manera similar, en las Islas Mariás se registró una riqueza comparable (56 taxa), con predominancia de Pleocyemata, aun cuando el muestreo se realizó en periodo transicional (noviembre de 2010) (Gómez-Gutiérrez *et al.*, 2014). Esto sugiere que la estructura de la comunidad larvaria mantiene continuidad en el GC, mientras que la riqueza y composición pueden variar dependiendo la estacionalidad, preferencia de hábitat y la precisión en la identificación taxonómica.

Dado que la diversidad de decápodos en la región central del GC supera las 400 especies (Hendrickx, 1992, 1993; Brusca *et al.*, 2005; Álvarez *et al.*, 2014), la riqueza larvaria registrada representa una pequeña fracción del total regional (9.3%). Esta diferencia podría atribuirse a: i) la dinámica de las comunidades adultas durante la temporada cálida, y ii) las limitaciones inherentes a la identificación taxonómica de las larvas de decápodos y la alta variabilidad intraespecífica en el número de estadios.

En camarones carídeos (Pleocyemata), el desarrollo anamórfico dificulta la delimitación de los estadios zoea y decapodito (Møller *et al.*, 2020), mientras que en cangrejos braquiuros (Brachyura) la similitud fenotípica complica la identificación específica. Esta situación conduce a la necesidad de realizar comparaciones con taxa cercanos a nivel de familia y género, aunque en muchos casos dichas comparaciones se basan en descripciones incompletas o poco precisas (Anger, 2006; Lindley y Batten, 2008; Møller *et al.*, 2020).

10.2.2 Abundancia larvaria

Durante octubre de 2019, la abundancia promedio de la RC (18,691 ind./1,000 m³) fue superior a las reportadas en otros estudios realizados en la temporada cálida (frecuentemente <4,000 ind./1,000 m³) (Naranjo-Zavaleta, 2004; Rentería-Cano *et al.*, 2011; Mendoza-Portillo, 2013; Coria-Monter *et al.*, 2020) (Tabla 11). Este incremento se explica en gran medida por la contribución desproporcionada de las estaciones continentales (por ejemplo, E01 y E18) (Tabla 8), lo que sugiere que la abundancia no se distribuye homogéneamente, sino que responde a condiciones locales más específicas, como pulsos de productividad o la influencia de los hábitats costeros (Álvarez-Tello *et al.*, 2015; Lora-Cabrera, 2021). Además, el predominio del estadio zoea en ambas costas (>50%) indica que el incremento de la TSM favorece la liberación de larvas en la columna de agua, reflejan la sincronización de los periodos reproductivos de los adultos con las variaciones ambientales (Álvarez-Tello *et al.*, 2015).

A nivel taxonómico, la mayoría de los taxa presentó abundancias bajas a moderadas en la mayoría de los taxa (<10%), mientras que Brachyura concentró la mayor abundancia (68.3%) (Tabla 6), evidenciando una estructura comunitaria con alta dominancia y baja equitatividad.

Patrones similares han sido observados en la región de las Grandes Islas (dominancia de Dendrobranchiata) y las Islas Mariás (dominancia de Pleocyemata) (Naranjo-Zavaleta, 2004; Gómez-Gutiérrez *et al.*, 2014), lo que sugiere que la comunidad larvaria de decápodos alcanza abundancias elevadas cuando pocos grupos dominan la estructura comunitaria. La dominancia de Brachyura en la comunidad es consistente con la estructura de las comunidades adultas, que ocupan hábitats costeros con fondos lodosos, arenosos y estuarinos, así como zonas rocosas y arrecifales, favoreciendo el reclutamiento de larvas y juveniles y subraya su papel ecológico en los ambientes costeros (Hendrickx *et al.*, 2002; Brusca *et al.*, 2005).

10.2.3 Variabilidad espacial de la comunidad larvaria

La comunidad larvaria de decápodos mostró una clara diferenciación espacial: mayores abundancias y frecuencia en la CC, con tendencia a disminuir hacia el norte, y bajas abundancias y frecuencias en la CP. Este patrón refleja un gradiente longitudinal en la RC, vinculado a la heterogeneidad ambiental y la disponibilidad de hábitats costeros, lo que sugiere que la costa continental funciona como área de retención larvaria, mientras que la peninsular refleja mayor dinamismo y dispersión (Lavín y Marinone, 2003; Salas-de-León *et al.*, 2011).

Los patrones espaciales observados coinciden con lo reportado en las Grandes Islas, donde la topografía insular y la dinámica hidrográfica definieron las asociaciones larvarias en la zona nerítica y oceánica (Naranjo-Zavaleta, 2004). De manera complementaria, en la RC se registró que las larvas de la familia Galatheidæ (Anomura) muestran mayores abundancias en la zona nerítica de la RC que en la ZO (Mendoza-Portillo, 2013).

La heterogeneidad espacial en la estructura comunitaria mostró patrones longitudinales y latitudinales asociados principalmente con TSM (costa continental), y la Cl-a y VC (costa peninsular) (ACC, Fig. 11), lo que sugiere una estructura comunitaria modulada por la interacción entre la estratificación térmica, la productividad primaria y la circulación superficial de la región central del Golfo de California. Estos gradientes son congruentes con los patrones biogeográficos de las comunidades adultas, cuya riqueza decrece hacia el norte (sur=490 especies, centro=406 y norte=287) y varía según la temperatura y salinidad (Hendrickx *et al.*, 2002). En este contexto, la heterogeneidad de la comunidad larvaria puede interpretarse como una señal de: i) la distribución y reproducción de los adultos, y ii) el transporte y dispersión larvaria en ambientes costeros contrastantes.

La afinidad de ciertos taxa (por ejemplo: Brachyura, Caridea y Callinassidae) por condiciones cálidas y someras (0–20 m de profundidad) es congruente con su preferencia para dispersarse hacia las costas arenosas (CC) y rocosas (CP), donde la temperatura permite completar sus ciclos de vida (Hendrickx *et al.*, 2002). Esto explicaría la evidente relación entre la dominancia de Brachyura y la TSM, que coincide con lo reportado en Bahía de Los Ángeles (CP), donde se presentaron pulsos de abundancia asociados al incremento de la temperatura y la intensificación de las corrientes marinas en la temporada cálida (Lavaniegos *et al.*, 2025). Esta tendencia también ha sido observada en los camarones holoplanctónicos *L. typus*, reconocidos por su preferencia por aguas superficiales cálidas y dinámicas (Brusca *et al.*, 2005).

De manera complementaria, los taxa con afinidad a condiciones oceánicas (por ejemplo: *Ethusa* sp., *Nematocarcinus* sp., *P. nitida* y *G. planipes*) tienen adaptaciones morfológicas y fisiológicas para habitar en ambientes profundos y con mayor influencia oceánica, donde

factores como la topografía insular, la morfología de la plataforma rocosa y la circulación oceánica favorecen su dinámica poblacional (Hendrickx *et al.*, 2002; Brusca *et al.*, 2005).

Los taxa *Solenocera* sp., Panopeidae, Xanthidae y *Hemigrapsus* sp. se caracterizan por incluir especies cosmopolitas presentes en una gran variedad de ambientes bentónicos y pelágicos del GC (Brusca *et al.*, 2005), lo que explicaría su distribución indiferenciada y la escasa relación con variables ambientales específicas. En contraste, las asociaciones de los taxa *Petrolisthes* sp., *Randallia ornata*, Pandalidae y *Synalpheus* sp., con la CI-a y VC son consistentes con sus hábitos alimenticios y estrategias reproductivas. Por ejemplo, los cangrejos porcelánidos (Porcellanidae, *Petrolisthes* sp.) dependen de la disponibilidad de fitoplancton (reflejada en la CI-a) para alimentarse, mientras que los camarones pandálidos y alféidos (Pandalidae y Alpheidae) son estrictamente bentónicos, por lo que requieren de la dinámica superficial para la dispersión de sus larvas (Hendrickx *et al.*, 2002).

Sin embargo, el comportamiento de las variables ambientales (TSM, CI-a y VC) también sugiere un efecto de conectividad ecológica entre la costa continental y la peninsular, posiblemente vinculado a la circulación oceánica. Durante la temporada cálida, la dirección y velocidad de los vientos del sureste regulan la circulación superficial y la estratificación de la columna de agua, favoreciendo los procesos de mezcla en la zona nerítica y el transporte horizontal de las larvas de decápodos (Lavín y Marinone, 2003; Salas-de-León *et al.*, 2011; Robles-Tamayo *et al.*, 2018). Bajo este escenario, las larvas pueden desplazarse entre ambas costas y mantener una estructura comunitaria funcional, aunque su configuración puede ser modulada por la afinidad ambiental particular de cada zona.

Aunque el ACC explica una baja proporción de la variabilidad, es evidente que la estructura de la comunidad larvaria de decápodos responde a los gradientes ambientales

reflejando distintos grados de heterogeneidad espacial. Esta diferenciación estuvo reforzada por el PPMR, que confirmó que la composición y abundancia de la comunidad larvaria fue distinta entre costas, mostrando mayor uniformidad en su distribución a lo largo de la costa continental que en la peninsular. El contraste observado es consistente con los patrones biogeográficos de las comunidades adultas, cuya riqueza, composición y abundancia varían según la geomorfología de la zona costera del Golfo de California, así como de la disponibilidad de hábitats y la influencia de las masas de agua superficiales (Hendrickx *et al.*, 2002; Brusca *et al.*, 2005). Finalmente, la identificación de Hippidae como taxón indicador en la costa continental refuerza la relevancia de los ambientes someros y cálidos para ciertos grupos (Hendrickx *et al.*, 2002). Dado que Hippidae presenta una baja riqueza regional (4 sp.), su valor indicador sugiere un vínculo estrecho entre la preferencia de hábitat y las condiciones favorables para el desarrollo ontogénico de los decápodos en la CC.

En conjunto, los resultados muestran que la estructura de la comunidad larvaria de decápodos en la región central del Golfo de California es heterogénea y poco equitativa, explicada por la interacción del Agua Tropical Superficial, la CI-a (como indicador de la productividad primaria) y la circulación superficial. Estos factores generan contrastes entre la costa continental (mayor retención) y la peninsular (mayor heterogeneidad), al mismo tiempo que favorecen la dispersión y conectividad. Desde una perspectiva ecológica, la costa continental funciona como área de retención (particularmente de zoeas), mientras la peninsular representa un escenario de transporte larvario y conectividad regional, destacando zonas con potencial de reclutamiento y refugio para los crustáceos decápodos en el Golfo de California.

Tabla 11. Riqueza, abundancia media (AM, ind./1000m³) y abundancia relativa (AR, %) de larvas de decápodos reportadas entre 2000–2025 en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019.

Región y área de estudio	Periodo de estudio	Riqueza taxonómica	AM / AR	Distribución espacial y patrones ambientales	Referencia
Norte y centro: Grandes Islas (Isla Ángel de la Guarda e Isla Tiburón)	septiembre– octubre (1978)	18 taxa pertenecientes a las familias: • Penaeidae • Solenoceridae • Sicyoniidae • Luciferidae • Sergestidae • Pasiphaeidae • Palaemonidae • Hippolytidae • Processidae • Pandalidae • Crangonidae	Moderada 2,000–3,000 ind./1,000 m ³	Mayor concentración en perímetro insular y zona costera	Naranjo-Zavaleta, 2004
Norte: Alto Golfo y Grandes Islas	agosto (2003)	• <i>Lucifer sp.</i> • <i>Gennadas sp.</i> • <i>Penaes sp.</i> • <i>Sycionia sp.</i> • <i>Solenocera sp.</i>	Moderada ~3,790 ind./1,000 m ³ 1% en zooplancton	Máximo de abundancia en zonas de mezcla mareal, vórtices y frentes térmicos.	Rentería-Cano <i>et al.</i> , 2011
Norte y centro: Alto Golfo, Grandes Islas y Centro	julio–agosto (2007)	Familia Galatheididae (en meroplancton tropical)	Baja ~0.6% en zooplancton	Mayor concentración en surgencias y periferias de las Grandes Islas	Mendoza-Portillo, 2013
Centro–sur: Bahía de La Paz	septiembre (2008) y agosto (2009)	Sin taxa especificados (Camarones y cangrejos)	Baja ~2,994–3,036 ind./1,000 m ³ ~0.2-1% en zooplancton	Asociadas a núcleos de agua fría superficial y circulación ciclónica.	Coria-Monter <i>et al.</i> , 2020
Región central del Golfo de California	octubre (2019)	54 taxa pertenecientes a las superfamilias e infraórdenes: • Penaeoidea • Sergestoidea • Anomura • Axiidea • Brachyura • Caridea • Gebiidea	Alta 18,691 ind./1,000 m ³	Mayor abundancia en la zona continental, desde las costas de Sonora (Guaymas) a Sinaloa (Farallón).	Martínez-Quintero (presente estudio)

* Se incluyen solo los estudios realizados con un muestreo similar al del presente estudio.

11. CONCLUSIÓN

En octubre de 2019, la comunidad larvaria de decápodos en la región central del Golfo de California presentó diferencias marcadas entre costas. Aunque la peninsular mostró las condiciones ambientales previstas ($< TSM$, $> CI-a$ y $> VC$), la abundancia fue mayor en la continental, lo que sugiere un escenario de retención larvaria en la costa continental y uno de dispersión y conectividad ecológica en la peninsular. Los análisis confirmaron diferencias significativas en la estructura comunitaria, expresadas principalmente en la composición y afinidades ecológicas, la cual se caracterizó por una alta riqueza taxonómica, abundancias bajas a moderadas, la dominancia del infraorden Brachyura (Pleocyemata) y baja equitatividad. En conjunto, los resultados respaldan parcialmente la hipótesis de diferencias comunitarias entre costas y evidencian que la estructura refleja tanto la influencia ambiental como la dinámica de las comunidades adultas.

12. PERSPECTIVAS FUTURAS

Los resultados de esta investigación aportan evidencia sobre la estructura de la comunidad larvaria de decápodos en la región central del Golfo de California y su relación con la variabilidad ambiental de la temporada cálida. No obstante, persisten vacíos importantes que abren oportunidades de investigación relevantes, como las que se describen enseguida:

1) Ampliación del muestreo

- Extender la periodicidad y el área de muestreo para incorporar un análisis de la comunidad larvaria de decápodos a escala estacional y regional a lo largo del golfo.
- Incrementar el número de estaciones en la zona oceánica y comparar su comunidad con las comunidades de la zona nerítica (costa continental y peninsular), con el fin de comprender mejor los procesos que intervienen en la conectividad ecológica.

2) Análisis de largo plazo:

- Implementar estudios que permitan evaluar el efecto de la variabilidad interanual en la estructuración de las comunidades larvarias de decápodos.

3) Taxonomía y filogenia:

- Elaborar descripciones morfológicas de los estadios de desarrollo larvario y de los caracteres específicos de importancia taxonómica.
- Incorporar técnicas de identificación molecular (código de barras de ADN: COI y 16s, secuenciación genética), para complementar la morfología larvaria con un catálogo molecular.
- Realizar estudios filogenéticos que permitan resolver problemas taxonómicos y evolutivos en taxa de decápodos con alta variabilidad morfológica (ej. Brachyura). Lo

que permitiría delimitar la diversidad y analizar los patrones de dispersión y distribución potencial. Este conocimiento podría contribuir también a la conservación y manejo pesquero, mediante la correcta identificación de larvas de especies de importancia comercial.

4) Biología y fisiología larvaria:

- Desarrollar experimentos de microcosmos orientados al estudio de la biología y fisiología de las larvas (eclosión, crecimiento, alimentación, etc.) para profundizar en el conocimiento de su comportamiento en los ambientes nerítico y pelágico.
- Describir los cambios morfológicos que ocurren durante el desarrollo larvario, incluyendo el número y duración de estadios, caracteres conservados y patrones de pigmentación.

5) Modelos físico-biológicos:

- Integrar modelos de acoplamiento oceanográfico-biológico para comprender con mayor precisión los procesos de dispersión y retención larvaria.
- Analizar y evaluar la resiliencia de las comunidades larvarias de decápodos frente al impacto ambiental y el escenario de cambio climático global actual.

Finalmente, la divulgación del conocimiento sobre las comunidades larvarias de decápodos y las oportunidades que ofrece su estudio resulta esencial para fortalecer el estado de conocimiento taxonómico y ecológico de estos organismos. Este esfuerzo ampliará la comprensión de las comunidades larvarias y contribuirá a la conservación y manejo sostenible de los recursos marinos del Golfo de California.

13. REFERENCIAS

- Acevedo-Acosta, J. D., Cervantes-Duarte, R., González-Rodríguez, E., y Gómez-Gutiérrez, J. (2026). Anomalous warm conditions decrease microphytoplankton abundance in Alfonso Basin, Southwest Gulf of California. *Continental Shelf Research*, 296, 105582.
- Ahyong, S. T., Lowry, J. K., Alonso, M., Bamber, R. N., Boxshall, G. A., Castro, P., Gerken, S., Karaman, G. S., Goy, J. W., Jones, D. S., Meland, K., Rogers, D. C. y Svavarsson, J. (2011). Subphylum Crustacea Brünnich, 1772. En Z. Q. Zhang (Ed.), *Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness*. *Zootaxa*, 3148 (1), 165-191.
- Albornoz, L., y Wehrtmann, I. S. (1997). Descripción y clave de los primeros estadios de camarones carídeos (Decapoda: Hippolytidae, Alpheidae, Rhynchocinetidae) de aguas costeras de Chile. *Investigaciones Marinas*, 25, 121-133.
- Álvarez, F., Villalobos, J. L., Hendrickx, M., Escobar-Briones, E., Rodríguez-Almaráz, G., y Campos, E. (2014). Biodiversidad de crustáceos decápodos (Crustacea: Decapoda) en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85 (Supl.), S208-S219.
- Álvarez-Borrego, S. (2012). Phytoplankton biomass and production in the Gulf of California: A review. *Botánica Marina*, 55 (2), 119-128.
- Álvarez-Tello, F. J., López-Martínez, J., Funes-Rodríguez, R., Lluch-Cota, D. B., Rodríguez-Romero, J., y Flores-Coto, C. (2015). Composición, estructura y diversidad del mesozooplankton en Las Guásimas, Sonora, un sitio Ramsar en el Golfo de California, durante 2010. *Hidrobiológica*, 25 (3), 401-410.
- Anger, K. (2001). The Biology of Decapod Crustacean Larvae. *Crustacean Issues*, 14, 1-420.
- Anger, K. (2006). Contributions of larval biology to crustacean research: a review. *Invertebrate Reproduction & Development*, 49 (3), 175-205.
- Aragón-Noriega, E. A., y Calderón-Aguilera, L. E. (2001). Age and growth of shrimp (Decapoda: Penaeidae) postlarva in the Upper Gulf of California. *Journal of Ichthyology and Aquatic Biology*, 4 (3), 99-104.
- Ayón-Parente, M., y Hendrickx, M. E. (2017). First zoeal stage of the hermit crab *Enallopaguropsis guatemoci* (Glassell, 1937) (Crustacea: Anomura: Paguroidea: Paguridae) obtained in the laboratory. *Zootaxa*, 4227 (3), 359-368.
- Baba, K., Fujita, Y., Wehrtmann, I. S., y Scholtz, G. (2011). Developmental biology of squat lobsters. En S. Ahyong, K. Baba, E. Macpherson, y G. Poore, *The biology of squat lobsters*. (pp. 105-148). CSIRO Publishing.
- Báez, P. (1997). Key to the families of decapod crustacean larvae collected off northern Chile during an El Niño event. *Investigaciones Marinas*, 25, 167-176.

- Beers, J. R. (1976). Determination of zooplankton biomass. En H. F. Steedman (Ed.), *Zooplankton Fixation and Preservation. Monographs on Oceanographic Methodology* (Vol. 2, pp. 35–84). The UNESCO Press.
- Boschi, E. (1981). Larvas de Crustacea Decapoda. En D. Boltovskoy (Ed.), *Atlas del Zooplacton del Atlántico Sudoccidental* (pp. 699-758). Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero.
- Brinton, E., Fleminger, A., y Siegel-Causey, D. (1986). The temperate and tropical planktonic biotas of the Gulf of California. *California Cooperative Oceanic Fisheries Investigation Reports*, 27, 228-266.
- Brusca, R. C., Findley, L. T., Hastings, P. A., Hendrickx, M. E., Torre-Cosio, J., y Van der Heiden, A. M. (2005). Macrofaunal diversity in the Gulf of California. En J. E. Cartron, G. Ceballos, y R. S. Phelger (Edits.), *Biodiversity, Ecosystems And conservation In Northern Mexico* (pp. 179-203). Oxford Academic.
- Cade, D. E., y Benoit-Bird, K. J. (2015). Depths, migration rates and environmental associations of acoustic scattering layers in the Gulf of California. *Deep Research, Part I, Oceanographic Research Papers*, 102, 78–89.
- Calderón-Aguilera, L. E., Marinone, S. G., y Aragón-Noriega, E. A. (2003). Influence of oceanographic processes on the early life stages of the blue shrimp (*Litopenaeus stylirostris*) in the Upper Gulf of California. *Journal of Marine Systems*, 39, 117-128.
- Calderón-Pérez, J. A., Macías-Regalado, E., y Rendón-Rodríguez, S. (1989). Clave de identificación para los estadios de postlarva y primeros juveniles de camarón del género *Penaeus* (Crustacea: Decapoda) del Golfo de California, México. *Ciencias Marinas*, 15 (3), 57-70.
- Cerdeira-Estrada, S., Martell-Dubois, R., Váldez-Chavarin, J., Rosique-de la Cruz, L., Caballero-Aragón, H., Santamaria-del-Ángel, E., López-Perea, J., Perera-Valderrama, S., y Ressler, R. (18 de junio de 2025). *SIMAR*. Sistema de Información y Análisis Marino Costero: <https://simar.conabio.gob.mx/>
- Cházaro-Olvera, S., Escamilla-Montes, R., Diarte-Plata, G., Vargas-Téllez, I., Granados-Alcantar, S., Vázquez-López, H., y Luna-González, A. (2020). Description of laboratory-bred first zoea of *Callinectes bellicosus* Stimpson, 1859 (Crustacea, Portunidae). *Journal of Natural History*, 54 (31-32), 2025-2035.
- Coria-Monter, E., Monreal-Gómez, M. A., Salas-de-León, D. A., y Durán-Campos, E. (2020). Zooplankton abundance during summer in the Bay of La Paz (southwestern Gulf of California, México). *Latin American Journal of Aquatic Research*, 48 (5), 794-805.
- Cuesta, J. A., y González-Gordillo, J. I. (2022). Plagusiidae Dana, 1851 and Grapsidae MacLeay, 1838. *ICES Identification Leaflets for Plankton* No. 197.
- dos Santos, A., y González-Gordillo, J. I. (2004). Illustrated keys for the identification of the Pleocyemata (Crustacea: Decapoda) zoeal stages, from the coastal region of south-western Europe. *Journal of the Marine Biological Association of the UK*, 84 (1), 205-227.

- dos Santos, A., y Lindley, J. A. (2001). Crustacea Decapoda Larvae II. Dendrobranchiata (Aristeidae, Benthescymidae, Penaeidae, Solenoceridae, Sicyonidae, Sergestidae & Luciferidae). En J. A. Lindley (Ed.), *ICES Identification Leaflets for Plankton* (2-9). International Council for the Exploration of the Sea.
- Escalante, F., Valdez-Holguín, J. E., Álvarez-Borrego, S., y Lara-Lara, J. R. (2013). Variación temporal y espacial de temperatura superficial del mar, clorofila *a* y productividad primaria en el golfo de California. *Ciencias Marinas*, 39 (2), 203-215.
- Farach-Espinoza, E. B., López-Martínez, J., García-Morales, R., Nevárez-Martínez, M. O., Lluch-Cota, D. B., y Ortega-García, S. (2021). Temporal Variability of Oceanic Mesoscale Events in the Gulf of California. *Remote Sensing*, 13, 1774.
- Farfán, C., y Álvarez-Borrego, S. (1992). Biomasa de zooplancton del Alto Golfo de California. *Ciencias Marinas*, 18 (3), 17-36.
- Galindo-Bect, M. S. (2003). *Larvas y postlarvas de camarones peneidos en el Alto Golfo de California y capturas de camarón con relación al flujo de Río Colorado*. Tesis para obtener el grado de Doctorado en Ciencias. Universidad Autónoma de Baja California.
- Galindo-Bect, M. S., Hernández-Ayón, J. M., Lavín, M. F., Huerta-Díaz, M. A., Delgadillo-Hinojosa, F., y Segovia-Zavala, J. A. (2010). Distribution of Penaeid shrimp larvae and postlarvae in the upper Gulf of California. *Crustaceana*, 83 (7), 809-819.
- García-Guerrero, M. U., Cuesta, J. A., Hendrickx, M. E., y Rodríguez, A. (2005). Larval development of the eastern Pacific anomuran crab *Petrolisthes robsonae* (Crustacea: Decapoda: Anomura: Porcellanidae) described from laboratory reared material. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 85, 339-349.
- García-Morales, R., López-Martínez, J., Valdez-Holguín, J. E., Herrera-Cervantes, H., y Espinosa-Chaurand, L. D. (2017). Environmental Variability and Oceanographic Dynamics of the Central and Southern Coastal Zone of Sonora in the Gulf of California. *Remote Sensing*, 9, 925.
- GBIF.org. (29 de septiembre de 2023). *GBIF ocurrence download Decapoda*. GBIF.org: <https://doi.org/10.15468/dl.432q64>
- Gómez-Gutiérrez, J., Funes-Rodríguez, R., Arroyo-Ramírez, K., S.-O. C., Beltrán-Castro, J. R., Hernández-Trujillo, S., Palomares-García, R., Aburto-Oropeza, O., y Ezcurra, E. (2014). Oceanographic mechanisms that possibly explain dominance of neritic-tropical zooplankton species assemblages around the Islas Marías Archipelago, Mexico. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 42 (5), 1009-1034.
- González-Villarreal, F., y Alaniz-Ceja, L. (septiembre de 2022). *El Golfo de California y sus interacciones entre aguas continentales y marinas bajo el enfoque de la fuente al mar*. Instituto de Ingeniería, Universidad Nacional Autónoma de México.: https://www.iingen.unam.mx/es-mx/AlmacenDigital/Gaceta/Gaceta_Julio_Agosto_2022/Paginas/El-golfo-de-California-y-sus-interacciones-entre-aguas-continentales-y-marinas.aspx

- Guerao, G., y Cuesta, J. A. (2014). Caridea. En M. W. Johnson, J. Olesen, y J. T. Hoeg (Eds.), *Atlas of Crustacean Larvae* (pp. 250-255). John Hopkins University Press.
- Hendrickx, M. E. (1992). Distribution and Zoogeographic Affinities of Decapod Crustaceans of the Gulf of California, México. *Proceedings of the San Diego Society of Natural History*, (20), 2-12.
- Hendrickx, M. E. (1993). Crustáceos decápodos bentónicos del sur de Sinaloa, México. *Anales del Instituto de Biología*, UNAM, 64 (1), 1-16.
- Hendrickx, M. E., Brusca, R. C., y Ramírez-Reséndiz, G. (2002). Biodiversity of marcocrustaceans in the Gulf of California, Mexico. En H. M. E. (Ed.), *Contributions to the Study of East Pacific Crustaceans* (Vol. 1, pp. 349-368). Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM.
- Heras-Sánchez, M. del C., Valdez-Holguín, J. E., Garatuza-Payán, J., Cisneros-Mata, M. Á., Díaz-Tenorio, L. M., Robles-Morua, A., y Hazas-Izquierdo, R. G. (2019). Regiones del Golfo de California determinadas por la distribución de la temperatura superficial del mar y la concentración de clorofila-*a*. *Biotecnia*, 21 (1), 13-21.
- Hidalgo-González, R. M., y Álvarez-Borrego, S. (2004). Total and new production in the Gulf of California estimated from ocean color data from the satellite sensor SeaWiFS. *Deep-Sea Research II*, 51, 739-752.
- Korn, O. M., y Kornienko, E. S. (2010). Illustrated key for the identification of brachyuran megalopae (Crustacea: Decapoda) in the plankton of Peter the Great Bay (Sea of Japan). *Invertebrate Reproduction and Development*, 53 (3), 111-119.
- Kornienko, E. S., y Korn, O. M. (2008). Illustrated key for the identification of brachyuran zoeal stages (Crustacea: Decapoda) in the plankton of Peter the Great Bay (Sea of Japan). *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 89 (2), 379-386.
- Kramer, D., Kalin, M., Stevens, E., Thraikill, J., y Zweifel, J. (1972). *Collecting and processing data on fish eggs and larvae in the California Current region*. NOAA Technical Report NMFS circ.
- Lavaniegos, B. E., Ortuño-Manzanares, G., y Cadena-Ramírez, J. L. (2025). Zooplankton of Bahía de Los Ángeles (Gulf of California) in the context of other coastal regions of the Northeast Pacific. *Diversity*, 17, 316.
- Lavín, M. F., y Marinone, S. G. (2003). An overview of the physical oceanography of the Gulf of California. *Nonlinear Processes in Geophysical Fluid Dynamics*, 173-204.
- Lindley, J. A., y Batten, S. D. (2008). Distribution and seasonal cycles of decapod crustacean larvae in Continuous Plankton Records from the North Pacific Ocean. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 88 (3), 443-451.
- Lluch-Cota, S. E., Aragón-Noriega, E. A., Arreguín-Sánchez, F., Aurióles-Gamboa, D., Bautista-Romero, J. J., Brusca, R. C., Cervantes-Duarte, R., Cortés-Altamirano, R., Del-Monte-Luna, P., Esquivel-Herrera, A., Fernández, G., Hendrickx, M. E., Hernández-Vaquez, S., Herrera-Cervantes, H., Kahru, M., Lavín, M., Lluch-Belda, D., Lluch-Cota,

- D. B., López-Martínez, J., Marinone, S. G., Nevárez-Martínez, M. O., Ortega-García, S., Palacios-Castro, E., Parés-Sierra, A., Ponce-Díaz, G., Ramírez-Rodríguez, M., Salinas-Zavala, C. A., Schwartzlose, R. A., y Sierra-Beltrán, A. P. (2007). The Gulf of California: Review of ecosystem status and sustainability challenges. *Progress in Oceanography*, 73, 1-26.
- Lora-Cabrera, Y. (2021). *Variación espacio-temporal y preferencias ambientales de los principales grupos de zooplankton en La Paz, B. C. S., durante un periodo anual*. Tesis para obtener el grado de Maestría en Ciencias. Centro de Investigación Biológicas del Noroeste, S. C.
- Luppi, T. A., y Spivak, E. D. (2003). The effects of temperature and salinity on larval development of the estuarine crab *Chasmagnathus granulatus* (Brachyura: Grapsidae). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 287 (2), 139–153.
- Mair, J. M. (1979). The identification of postlarvae of four species of *Peneus* (Crustacea: Decapoda) from the Pacific Coast of México. *Journal of Zoology*, 188, 347-351.
- Martin, J. W. (2014). Introduction to the Decapoda. En J. W. Martin, J. Olesen, y J. T. Hoeg (Edits.), *Atlas of Crustacean Larvae* (1a ed., pp. 230-310). John Hopkins University Press.
- Martin, J. W., Olesen, J., y Høeg, J. T. (Eds.). (2014). Decapoda. En *Atlas of crustacean larvae* (1a ed., pp. 283–343). Johns Hopkins University Press.
- McConaughy, J. R. (1992). Decapod Larvae: Dispersal, Mortality and Ecology. A working hypothesis. *American Zoologist*, 32, 512-523.
- McCune, B., Grace, J., y Urban, D. (2002). Analysis of ecological communities. *MjM Software Design. Gleneden Beach, OR*.
- Medellín-Mora, J., Campos, N. H., Franco-Herrera, A., y Jaimes, J. C. (2009). Taxonomía de larvas zoea de crustáceos decápodos el área Nororiental del Mar Caribe Colombiano. *Boletín de Investigaciones Marina y Costeras*, 38 (2), 55-73.
- Medina-Rendón, M. D. (1979). *Análisis sobre la distribución horizontal de organismos planctónicos en el sur del Golfo de California, con referencia especial al Phylum Chaetognatha*. Tesis para obtener el grado de Licenciatura en Biología Marina. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas, Instituto Politécnico Nacional.
- Mendoza-Portillo, F. J. (2013). *Estructura de la comunidad del holoplancton y meroplancton durante invierno y verano en el Golfo de California*. Tesis para obtener el grado de Maestría en Ciencias Marinas. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas, Instituto Politécnico Nacional.
- Møller, O. S., Anger, K., y Guerao, G. (2020). Patterns of larval development. En K. Anger, S. Harzsch, y M. Thiel, *Developmental Biology and Larval Ecology* (pp. 165-196). Oxford University Press.
- Muñoz-García, I. R., Pérez-González, R., Flores-Campaña, L. M., y Borrego, M. I. (2000). Distribución y abundancia de filosomas de *Panulirus* (Decapoda: Palinuridae) en el Sureste del Golfo de California, México. *Revista de Biología Tropical*, 48 (1), 159-167.

- Naranjo-Zavaleta, K. (2004). *Distribución y abundancia de larvas de decápodos en la zona de las Grandes Islas del Golfo de California*. Tesis para obtener el título de Licenciatura Biología. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Olmstead, P. S., y Tukey, J. W. (1947). A corner test for association. *The Annals of Mathematical Statistics*, 18 (4), 495-513.
- Páez-Osuna, F., Sánchez-Cabeza, J. A., Ruiz-Fernández, A. C., Alonso-Rodríguez, R., Piñón-Gimate, A., Cardoso-Mohedano, J.C., Flores-Verdugo, F. J., Carballo-Cenizo, J. L., Cisneros-Mata, M. A., y Álvarez-Borrego, S. (2016). Environmental status of the Gulf of California: A review of responses to climate change and climate variability. *Earth Science Reviews*.
- Pohle, G., y Santana, W. (2014). Gebiidea and Axiidea (=Thalassinidea). En M. W. Johnson, J. Olesen, y J. T. Hoeg (Edits.), *Atlas of Crustacean Larvae* (1a ed., pp. 263-271). John Hopkins University Press.
- Pohle, G., Mantelatto, F. L., Negreiros-Fransozo, M. L., y Fransozo, A. (1999). Larval Decapoda (Brachyura). En D. Boltovskoy (Ed.), *South Atlantic Zooplankton* (pp. 1281-1351). Backhuys Publishers.
- Portela, E., Beier, E., Barton, E. D., Castro, R., Godínez, V., Palacios-Hernández, E., y Transviña, A. (2016). Water masses and circulation in the tropical Pacific off central Mexico and surrounding areas. *Journal of Physical Oceanography*, 46 (10), 3069-3081.
- Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo (PNUD) e Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático (INECC). (2017). *Impactos del cambio climático en función de las características geomorfológicas, oceánicas y atmosféricas de las islas de México y del mar en el que se encuentran*. Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático y el Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo.
- QGIS Project. (2024). *Guía de usuario de QGIS*. QGIS Documentation: https://docs.qgis.org/3.34/es/docs/user_manual/index.html
- Rentería-Cano, M. E., Sánchez-Velasco, L. S., Lavín, M. F., y Gómez-Gutiérrez, J. (2011). Major and Trace Elements in Zooplankton from the Northern Gulf of California during summer. *Biological Trace Element Research*, 142, 848-864.
- Robles-Tamayo, C. M., Valdez-Holguín, J. E., García-Morales, R., Figueroa-Preciado, G., Herrera-Cervantes, H., López-Martínez, J., y Enríquez-Ocaña, L. F. (2018). Sea Surface Temperature (SST) Variability of the Eastern Coastal Zone of the Gulf of California. *remote sensing*, 10 (9), 1434.
- Salas-de-León, D. A., Carbajal, N., Monreal-Gómez, M. A., y Gil-Zurita, A. (2011). Vorticity and mixing induced by the barotropic M2 tidal current and zooplankton biomass distribution in the Gulf of California. *Journal of Sea Research*, 66, 143-153.
- Sarmiento-Lezcano, A. N., Busquetts-Vass, G., Rubio-Rodríguez, U., Olivar, M. P., Peña, M., Medina-Suárez, I., González-Rodríguez, E., Gómez-Gutiérrez, J., Robinson, C. J., y Hernández-León, S. (2022). Active flux seasonality of the small dominant migratory

crustaceans mesopelagic fishes in the Gulf of California during June and October. *Progress in Ocenography*, 102894.

Smith, P. E., y Richardson, S. (1979). *Técnicas modelo para la prospección de huevos y larvas de peces pelágicos*. FAO Documento Técnico de Pesca No. 175, 1-107.

Vicencio-Aguilar, M. E., y Fernández-Álamo, M. A. (2005). Radiolarios, Cnidarios, Anélidos, Crustáceos y Quetognatos del plancton en el Golfo de California. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, 2 (1), 91-106.

Weiss, H. M. (2017). *Keys to the larvae of common decapod crustaceans (Lobsters, Crabs and Shrimp) in Long Island Sound*. Connecticut Sea Grant.

World Register of Marine Species (WoRMS) Editorial Board. (agosto de 2025). World Register of Marine Species (WoRMS). Flanders Marine Institute (VLIZ). <https://www.marinespecies.org/index.php>

ANEXO I. Catálogo de diversidad de larvas de decápodos de la región central del Golfo de California (Octubre, 2019)

Las larvas de decápodos fueron recolectadas a bordo del B/O El Puma en la región central del Golfo de California durante octubre de 2019. Para el análisis presentado en esta tesis, las larvas se obtuvieron de alícuotas de 30 mL y se clasificaron de acuerdo con su estadio de desarrollo en los subórdenes: Dendrobranchiata (protozoa, mysis y postlarva planctónica) y Pleocyemata (zoea y decapodito). La identificación se realizó hasta el nivel sistemático más preciso posible, siguiendo los criterios morfológicos establecidos para larvas provenientes de muestras de zooplancton, complementados con observaciones derivadas de cultivos en laboratorio de organismos colectados en el Pacífico y el Atlántico. Los criterios morfológicos empleados y sus referencias se detallan en la Tabla 3.

Diversidad de las larvas de decápodos del Golfo de California

Phylum Arthropoda
Subphylum Crustacea
Superclase Multicrustacea
Clase Malacostraca
Subclase Eumalacostraca
Superorden Eucarida
Orden **Decapoda**

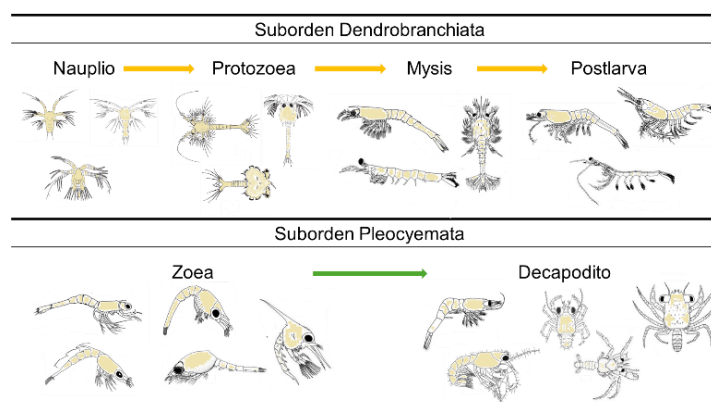
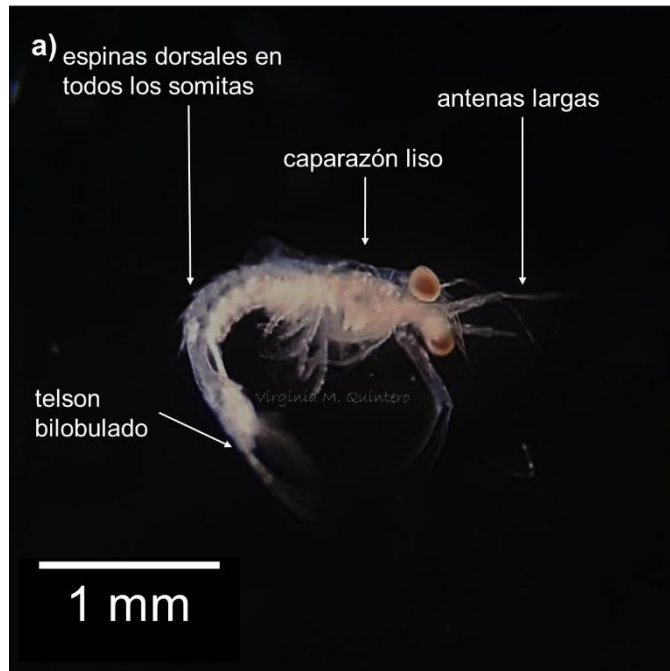


Ilustración elaborada a partir de los esquemas de larvas de decápodos de Martín (2014).

Suborden **Dendrobranchiata**
 Superfamilia **Penaeoidea**

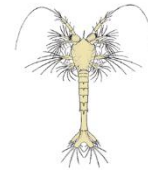


Larva **protozoa**

Familia Penaeidae
 Género *Penaeus* sp.
 Fabricius, 1798

Lobos, Sonora
 (CC, E09)

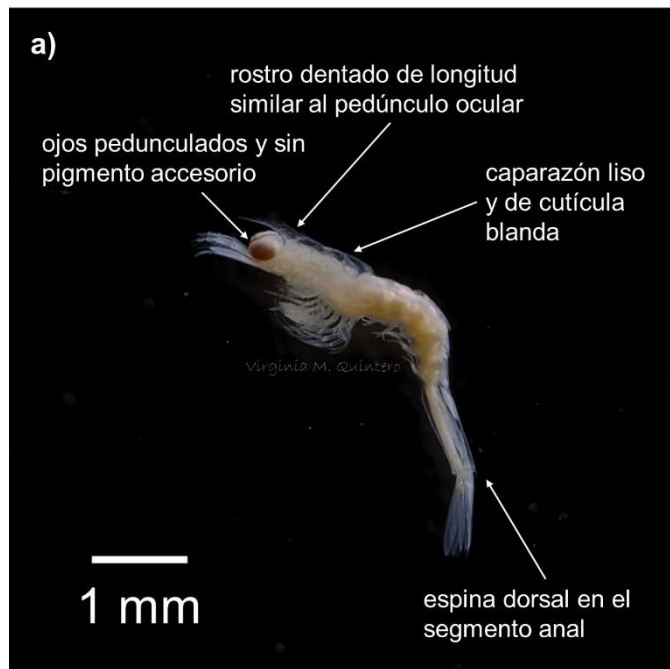
AmScope SE306R-P-LED 4x



Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin *et al.* (2014).



a) Vista lateral
 b) Vista ventral-lateral del telson



Larva **mysis**

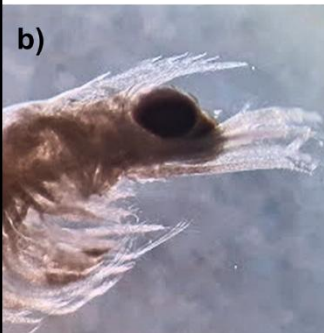
Familia Penaeidae
 Género *Penaeus*
 Especie *P. brevisrostris*
 Kingsley, 1878

Lobos, Sonora
 (CC, E09)

AmScope SE306R-P-LED 2x

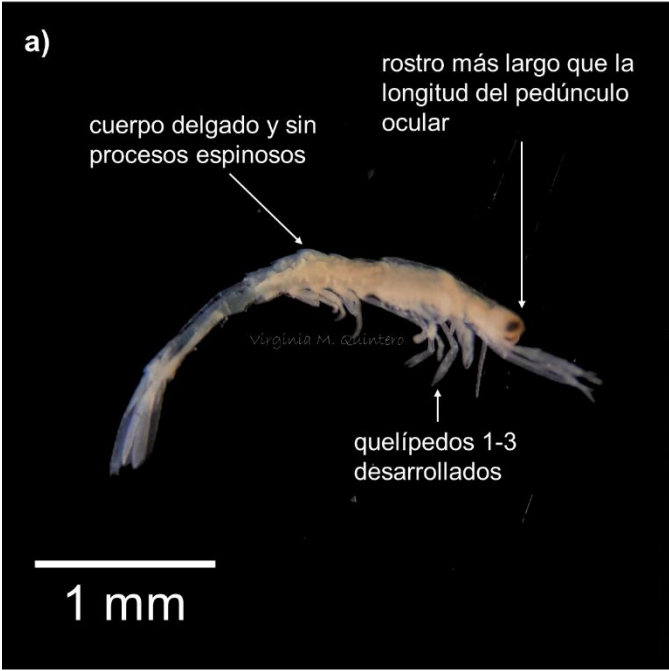


Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin *et al.* (2014).



a) Vista lateral
 b) Vista lateral ampliada del rostro

Suborden **Dendrobranchiata**
Superfamilia **Penaeoidea**



Larva **decapodito** (postlarva)

Familia Penaeidae
Género Penaeus
Especie *P. californiensis*
Holmes, 1900

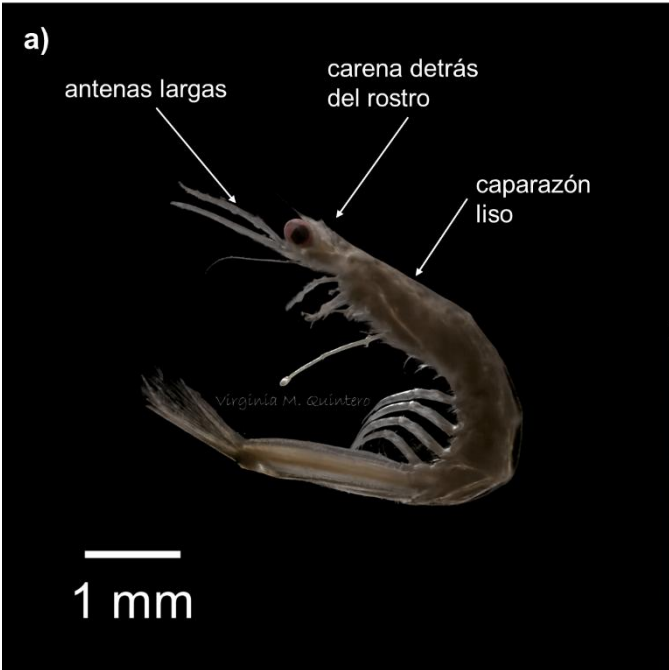
Guaymas, Sonora
(CC, E18)

AmScope SE306R-P-LED 4x

Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin et al. (2014).

b)

a)Vista lateral
b)Vista lateral del rostro



Larva **decapodito** (postlarva)

Familia Penaeidae
Género Penaeus
Fabricius, 1798

Lobos, Sonora
(CC, E09)

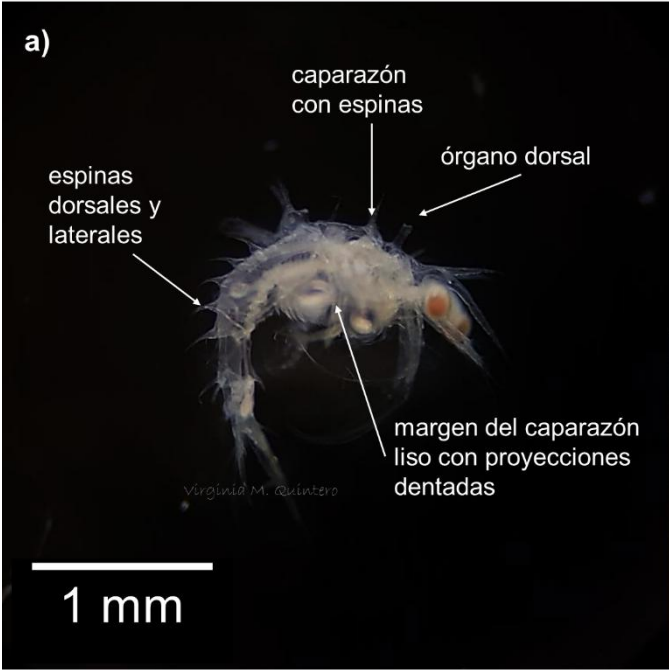
AmScope SE306R-P-LED 2x

Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin et al. (2014).

b)

a)Vista lateral
b)Vista lateral ampliada del rostro

Suborden **Dendrobranchiata**
 Superfamilia **Penaeoidea**



Larva **mysis**

Familia Solenoceridae
 Género *Solenocera* sp.
 Lucas, 1849

Santa Rosalía, B. C. S.
 (CP, E116)

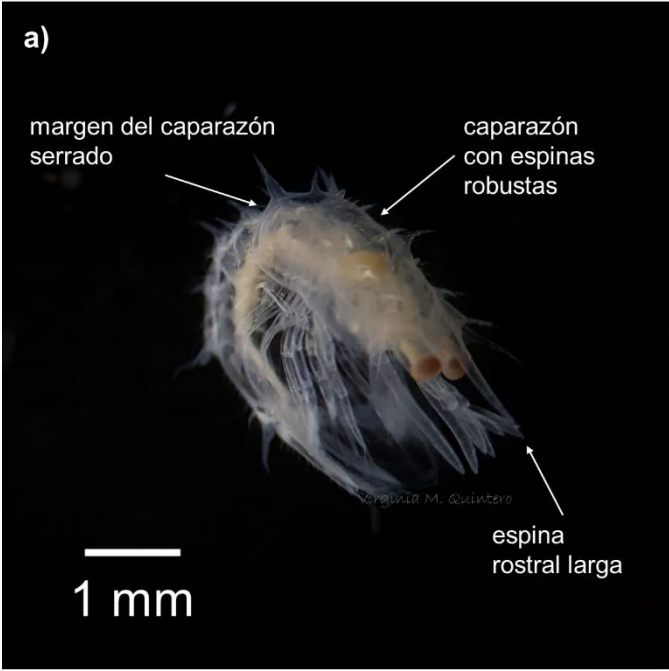
AmScope SE306R-P-LED 4x

Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin et al. (2014).

b)

a)Vista lateral

b)Vista ventral– lateral del telson



Larva **mysis**

Familia Solenoceridae
 Género *Solenocera*
 Lucas, 1849

Santa Rosalía, B. C. S.
 (CP, E116)

AmScope SE306R-P-LED 2x

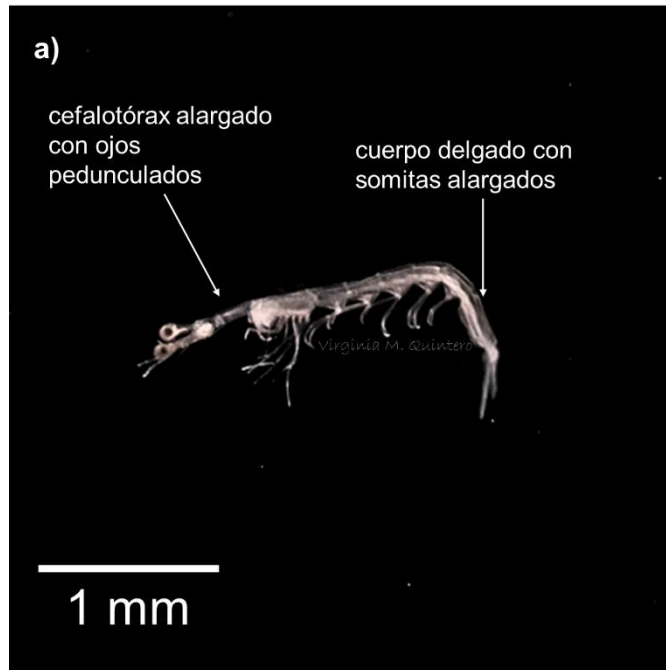
Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin et al. (2014).

b)

a)Vista lateral

b)Vista dorsal del caparazón

Suborden **Dendrobranchiata**
 Superfamilia **Sergestoidea**



Larva **decapodito** (postlarva)

Familia Luciferidae
 Género Lucifer
 Especie *L. typus*
 H. Milne Edwards, 1837



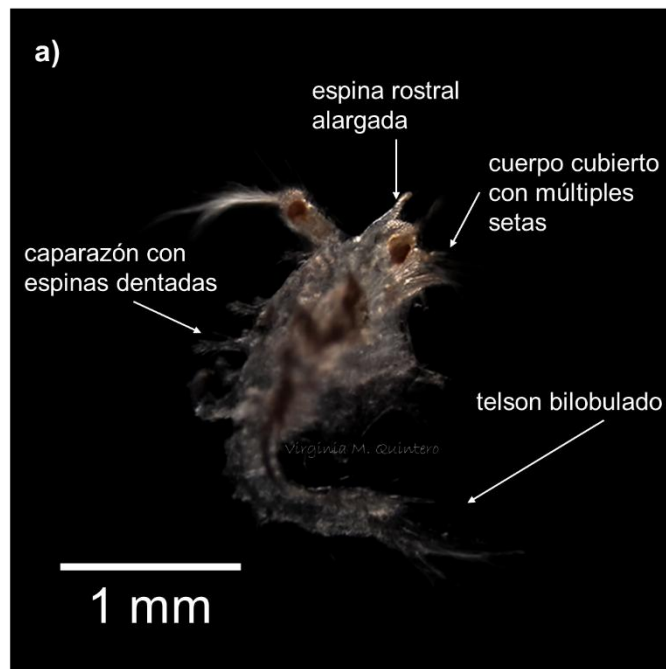
Santa Rosalía, B. C. S.
 (CP, E100)

Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martín et al. (2014).

AmScope SE306R-P-LED 4x



a) Vista lateral
 b) Vista dorsal de la región cefálica



Larva **protozoa**

Familia Sergestidae
 Género *Sergestes* sp.
 H. Milne Edwards, 1830



Santa Rosalía, B. C. S.
 (CP, E100)

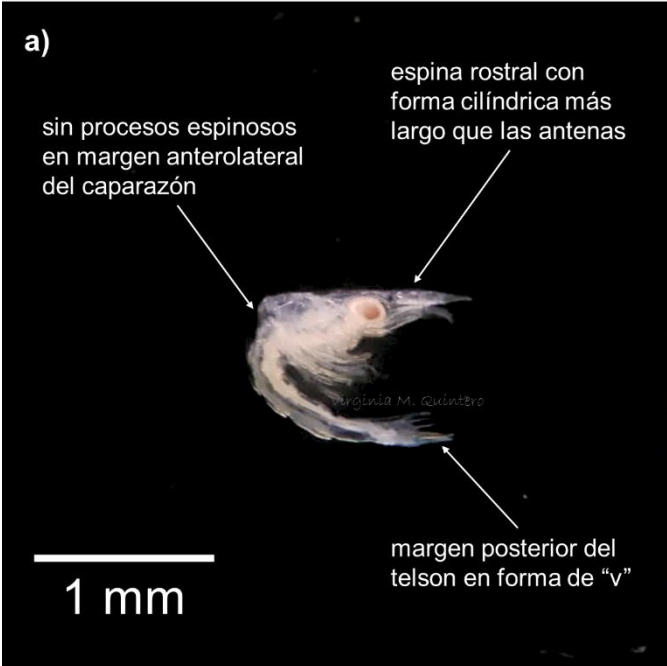
Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martín et al. (2014).

AmScope SE306R-P-LED 4x



a) Vista lateral
 b) Vista lateral ampliada

Suborden **Pleocyemata**
Infraorden **Anomura**



Larva **zoea**

Familia Diogenidae
Género *Dardanus* sp.
Paulson, 1875

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E102)

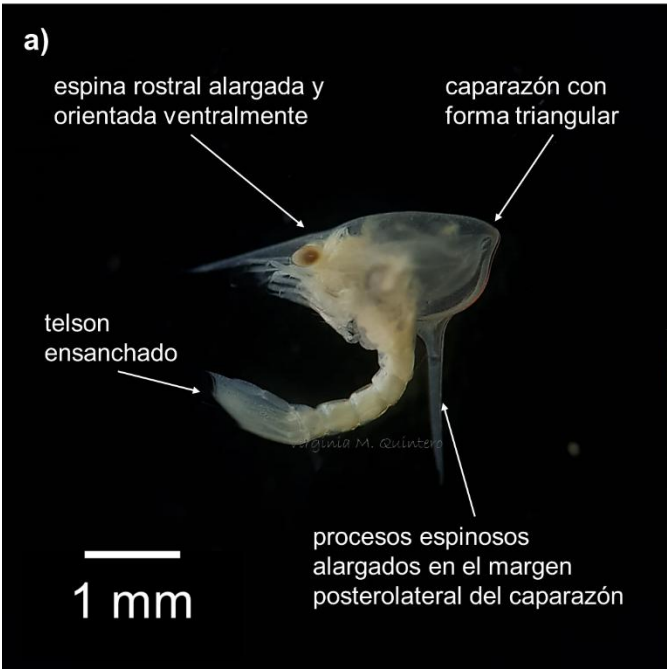
AmScope SE306R-P-LED 4x



Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de dos Santos y González-Gordillo (2004).



a) Vista lateral
b) Vista dorsal del telson



Larva **zoea**

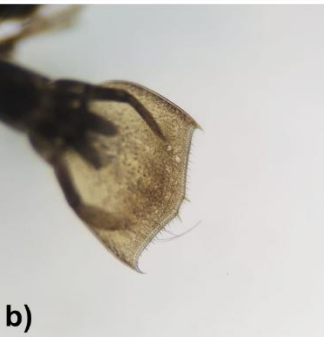
Familia Hippidae
Latreille, 1825
Morfotipo ND

Guaymas, Sonora
(CC, E18)

AmScope SE306R-P-LED 2x



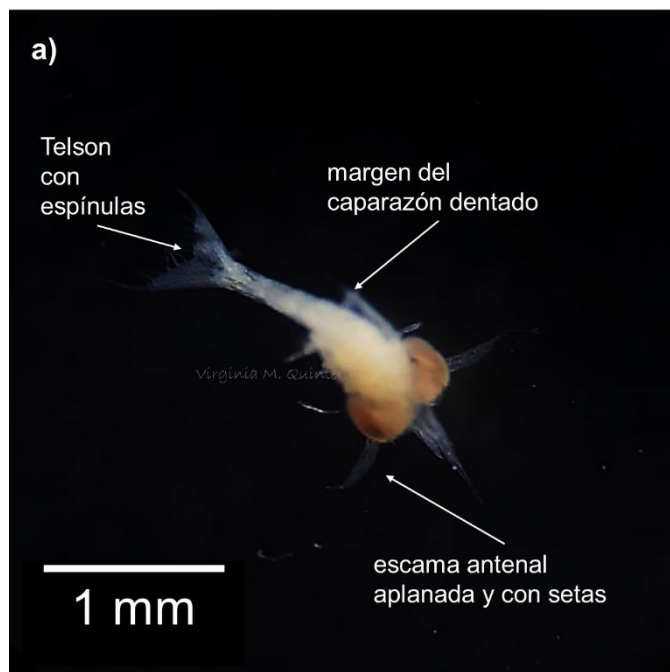
Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martín *et al.* (2014).



a) Vista lateral
b) Vista ventral del telson

Suborden **Pleocyemata**

Infraorden **Anomura**



Larva **zoea**

Familia Munididae
Género Grimothea
Especie *G. planipes*
(Stimpson, 1860)

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E115)

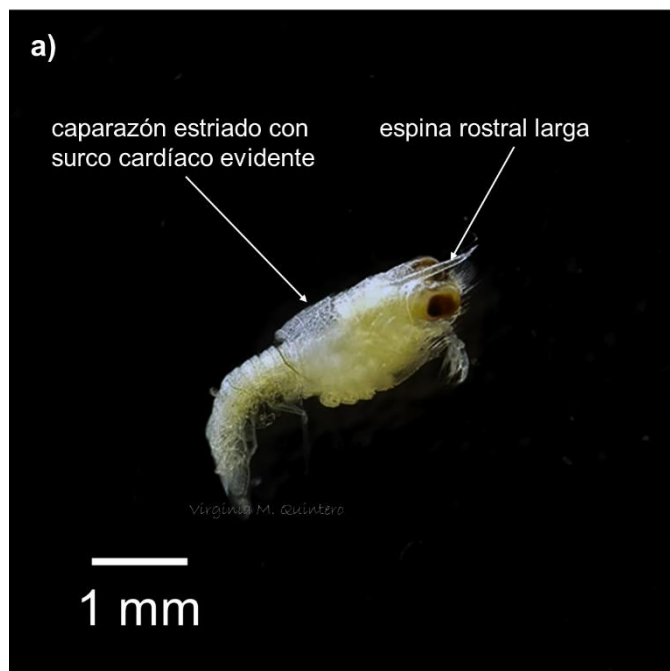
AmScope SE306R-P-LED 4x



Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de dos Santos y González-Gordillo (2004).



a) Vista dorsal
b) Vista dorsal ampliada del telson



Larva **decapodito** (megalopa)

Familia Munididae
Género Grimothea
Especie *G. planipes*
(Stimpson, 1860)

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E103)

AmScope SE306R-P-LED 2x



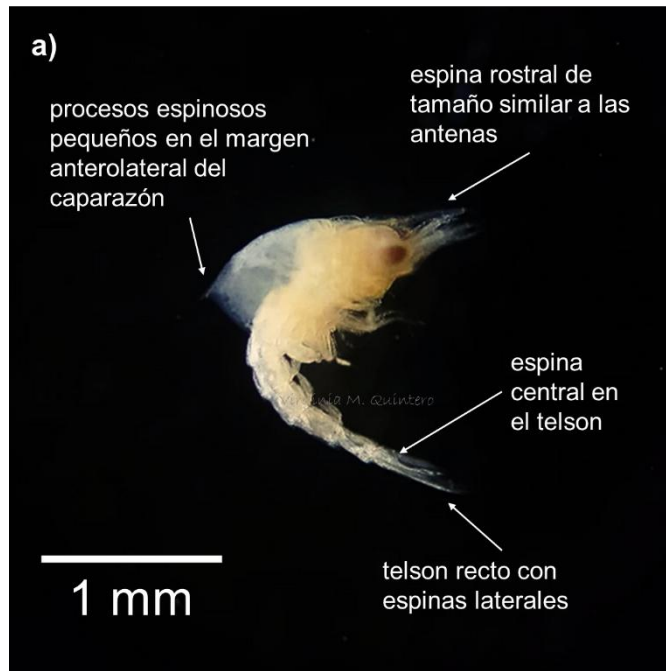
Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Baba et al. (2011).



a) Vista lateral
b) Vista latero-dorsal del telson

Suborden **Pleocyemata**

Infraorden **Anomura**

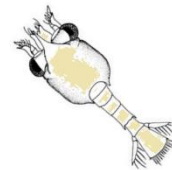


Larva **zoea**

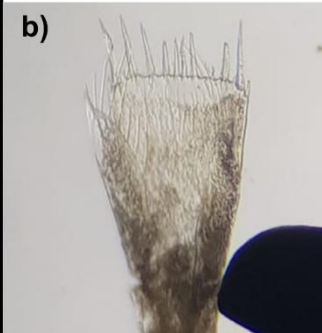
Familia Paguridae
Latreille, 1802

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E102)

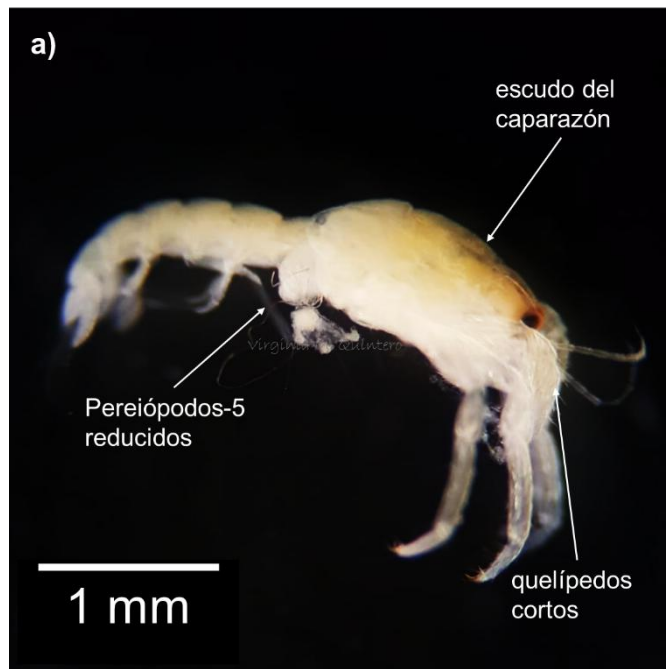
AmScope SE306R-P-LED 4x



Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin *et al.* (2014).



a) Vista lateral
b) Vista ventral del telson

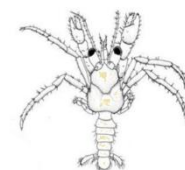


Larva **decapodito**

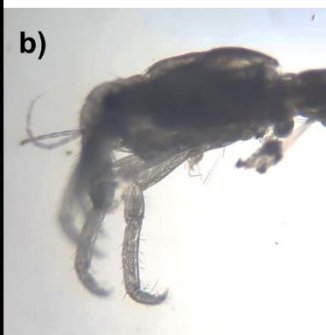
Familia Paguridae
Latreille, 1802

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E115)

AmScope SE306R-P-LED 4x



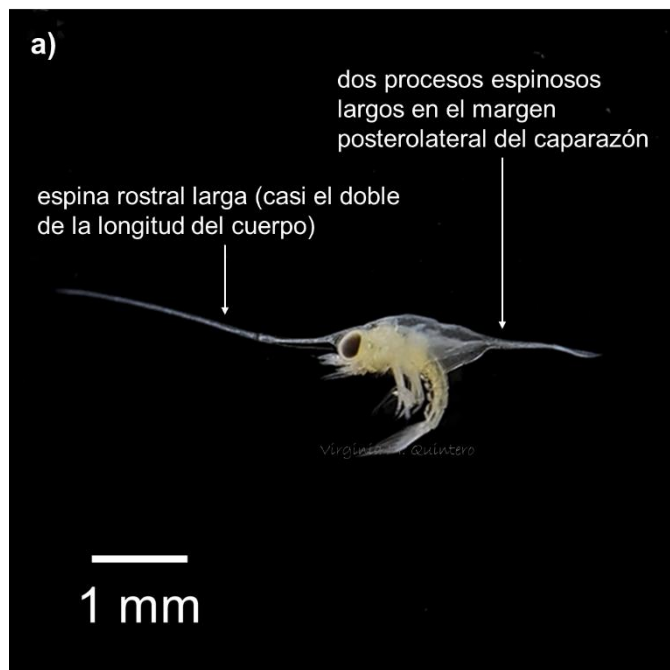
Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin *et al.* (2014).



a) Vista lateral
b) Vista lateral ampliada del cefalotórax

Suborden **Pleocyemata**

Infraorden **Anomura**



Larva **zoea**

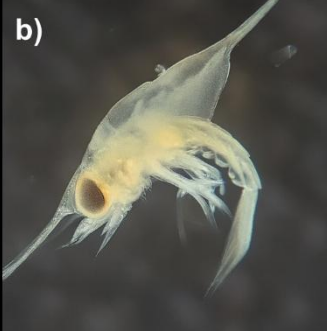
Familia Porcellanidae
Haworth, 1825

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E104)

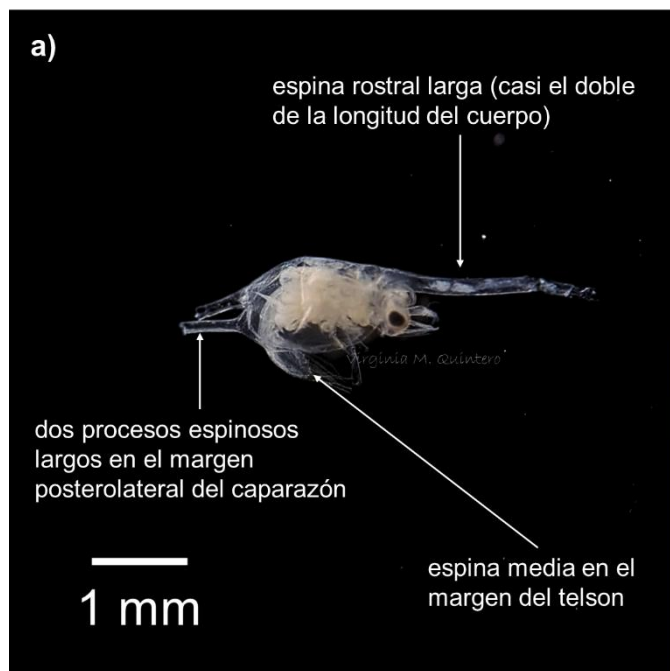
AmScope SE306R-P-LED 2x



Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin *et al.* (2014).



a) Vista lateral
b) Vista lateral ampliada

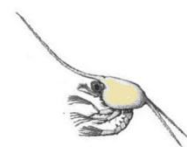


Larva **zoea**

Familia Porcellanidae
Género *Petrolisthes* sp.
Stimpson, 1858

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E100)

AmScope SE306R-P-LED 2x



Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin *et al.* (2014).



a) Vista lateral
b) Vista latero-dorsal del telson

Suborden **Pleocyemata**
 Infraorden **Axiidea**

a)

espina rostral robusta y pequeña

espina dorsal en el segundo somita abdominal de longitud similar a la rostral

maxilípedos pequeños, de apariencia similar a setas

1 mm

Larva zoea

Familia Axiidae
Huxley, 1879

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E113)

AmScope SE306R-P-LED 4x

Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martín et al. (2014).

b)

a)Vista lateral
b)Vista lateral ampliada de la región cefálica

a)

espina larga y delgada en el segundo somita abdominal

espinas dorsales en los somitas 3-5

rostro con proceso espinoso larga, casi el doble de la longitud del cefalotórax

espina media diferenciada en el telson

1 mm

Larva zoea

Familia Callianassidae
Género Neotrypaea
Manning & Felder, 1991

Lobos, Sonora
(CC, E09)

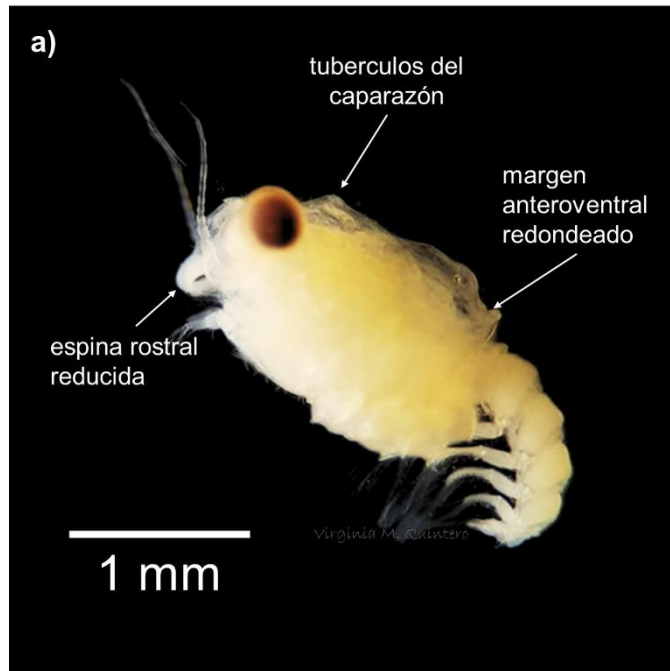
AmScope SE306R-P-LED 2x

Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martín et al. (2014).

b)

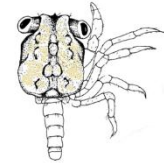
a)Vista lateral
b)Vista lateral ampliada del rostro

Suborden **Pleocyemata**
 Infraorden **Brachyura**



Larva **decapodito** (megalopa)

Familia Epialtidae
 Género *Libinia* sp.
 Leach, 1815



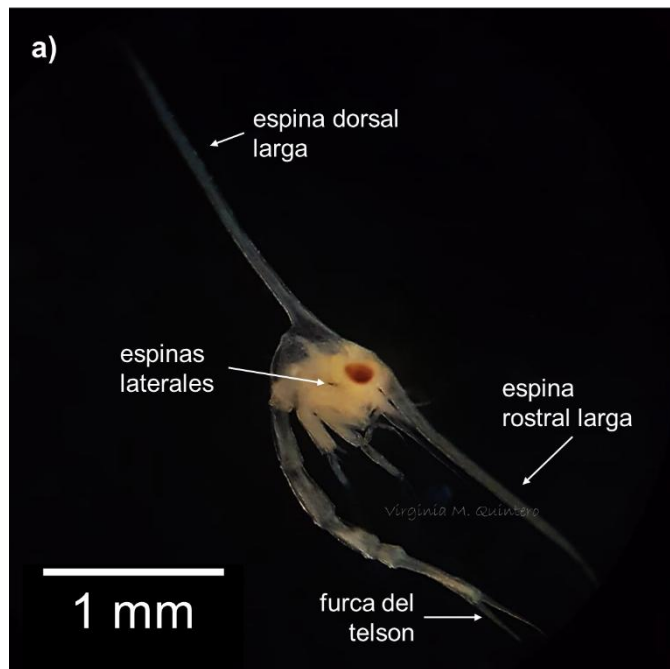
Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Weiss (2017).

Santa Rosalía, B. C. S.
 (CP, E115)

AmScope SE306R-P-LED 4x

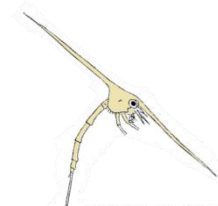


a) Vista lateral
 b) Vista dorsal ampliada



Larva **zoea**

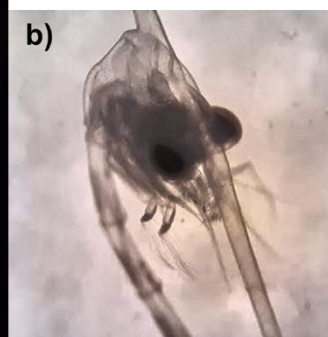
Familia Ethusidae
 Género *Ethusa* sp.
 Roux, 1830



Esquema de referencia de la morfología general del cefalotórax. Modificado de dos Santos y González-Gordillo (2004).

Santa Rosalía, B. C. S.
 (CP, E115)

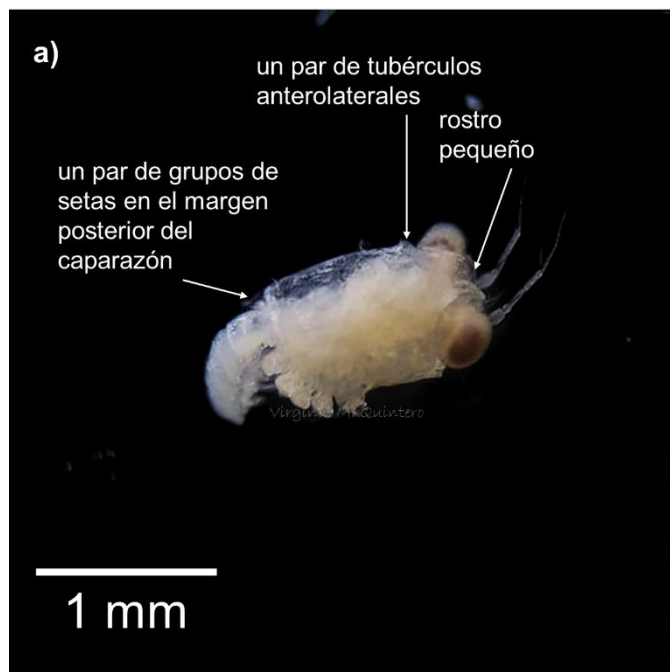
AmScope SE306R-P-LED 4x



a) Vista lateral
 b) Vista frontal ampliada

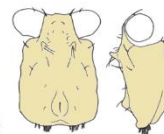
Suborden **Pleocyemata**

Infraorden **Brachyura**



Larva **decapodito** (megalopa)

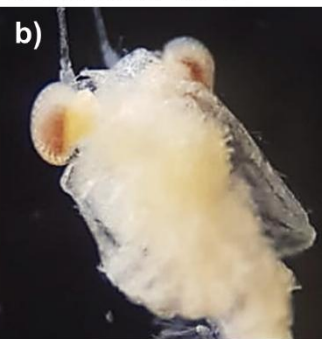
Familia Inachoididae
Género *Pyromaia*
Especie *P. tuberculata*
(Lockington, 1877)



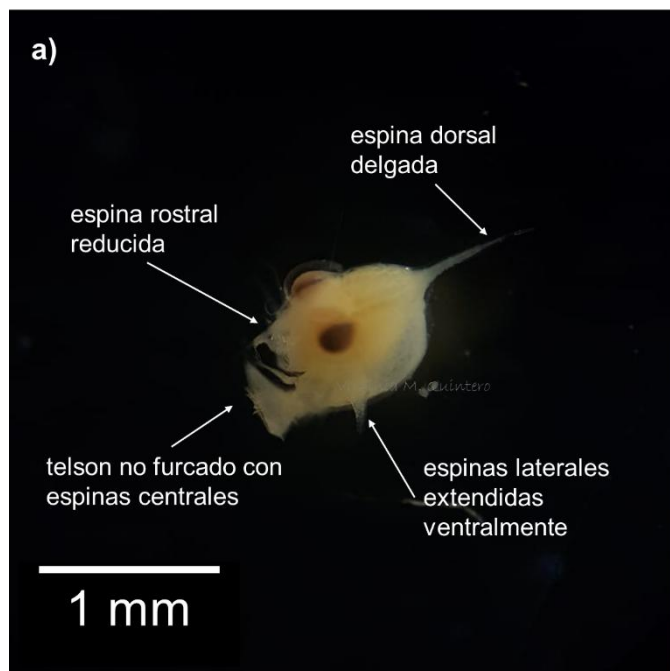
Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E113)

AmScope SE306R-P-LED 4x

Esquema de referencia de la morfología general del caparazón. Modificado de Luppi y Spivak (2003).

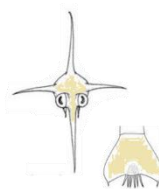


a) Vista lateral
b) Vista ventral
ampliada de la región cefálica



Larva **zoea**

Familia Leucosiidae
Género *Iliacantha* sp.
Stimpson, 1871



Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E115)

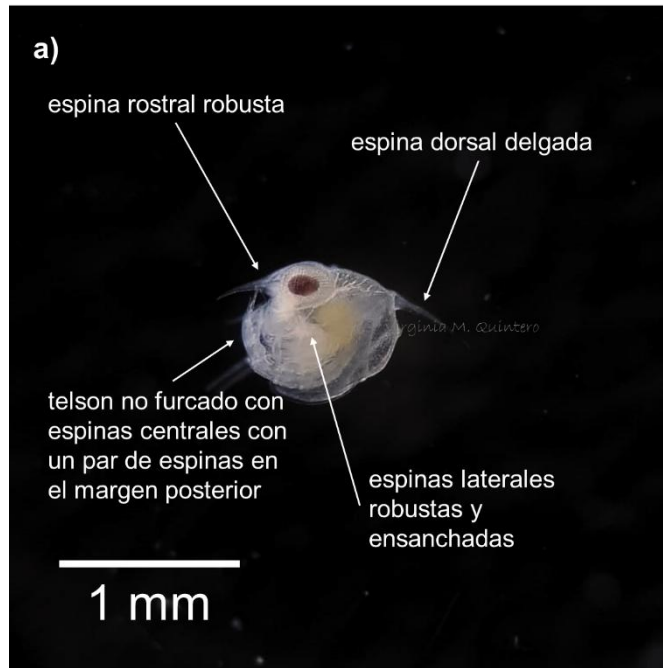
AmScope SE306R-P-LED 4x

Esquema de referencia de la morfología general del céfalon y telson. Modificado de Martín et al. (2014).



a) Vista frontal-lateral
b) Vista dorsal del telson

Suborden **Pleocyemata**
Infraorden **Brachyura**



Larva **zoea**

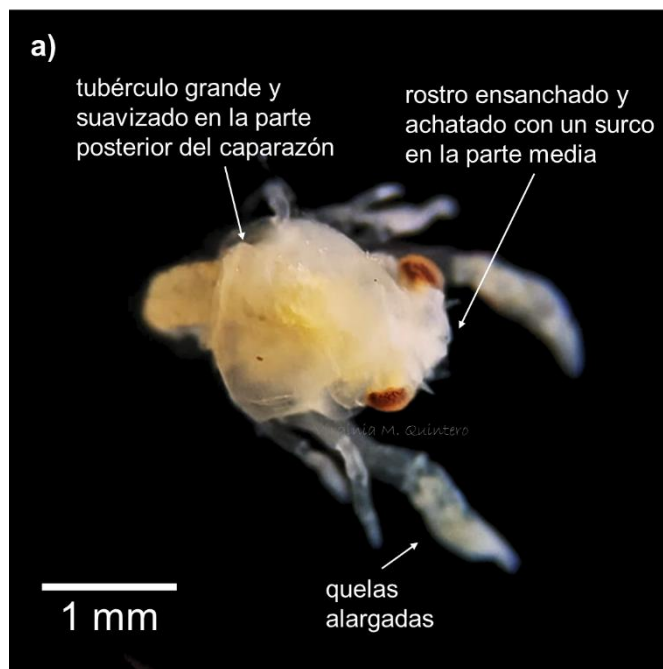
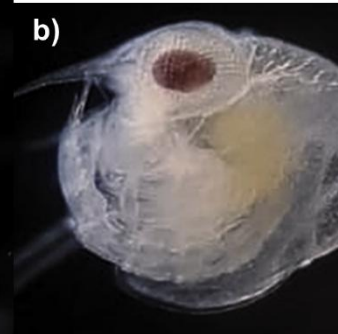
Familia Leucosiidae
Género *Randallia*
Especie *R. ornata*
(Randall, 1840)

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E100)

AmScope SE306R-P-LED 4x



Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Pohle et al. (2009).



Larva **decapodito** (megalopa)

Familia Leucosiidae
Samouelle, 1819

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E115)

AmScope SE306R-P-LED 4x

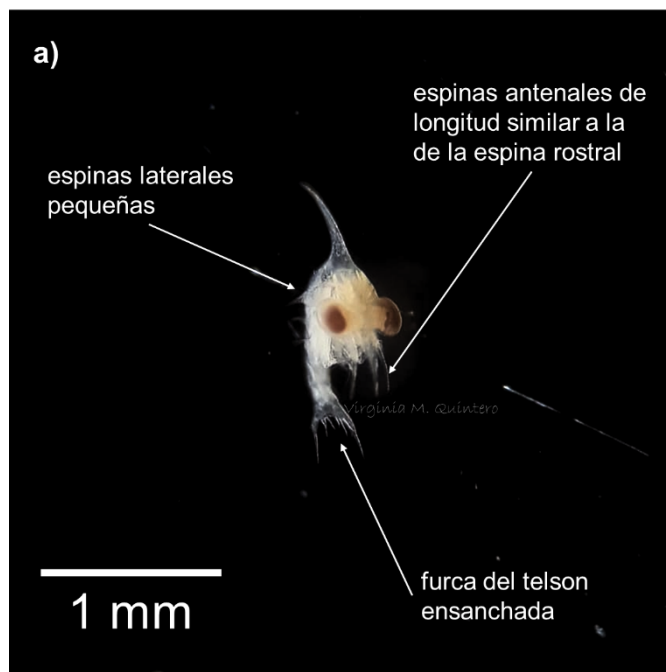


Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martín et al. (2014).



Suborden **Pleocyemata**

Infraorden **Brachyura**



Larva **zoea**

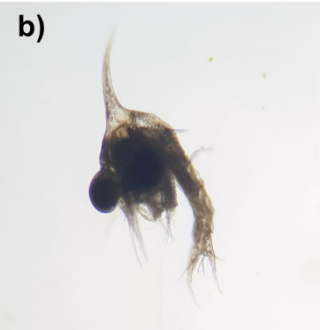
Familia Panopeidae
Ortman, 1893

Guaymas, Sonora
(CC, E18)

AmScope SE306R-P-LED 4x

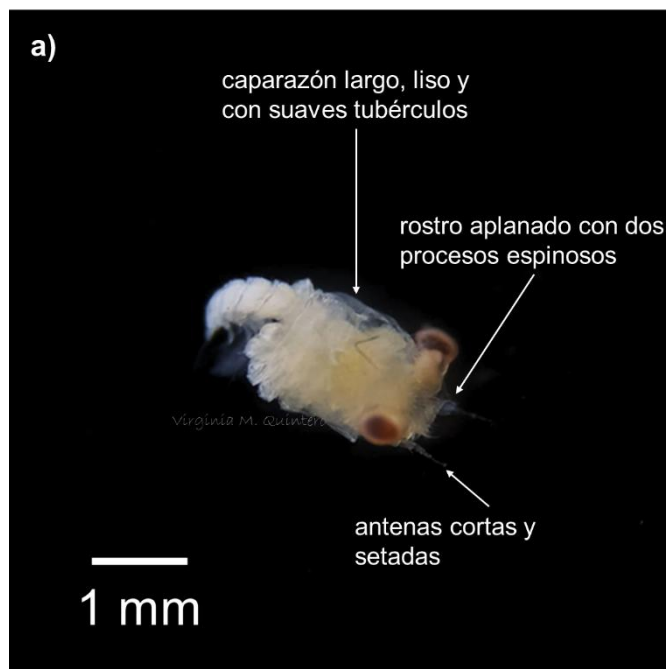


Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin *et al.* (2014).



a) Vista frontal-lateral

b) Vista dorsal

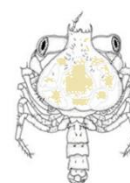


Larva **decapodito** (megalopa)

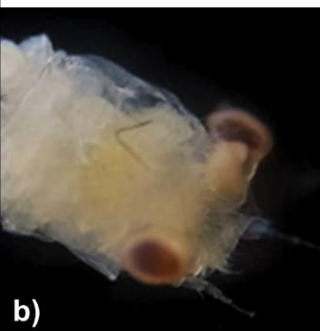
Familia Panopeidae
Ortmann, 1893

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E96)

AmScope SE306R-P-LED 2x



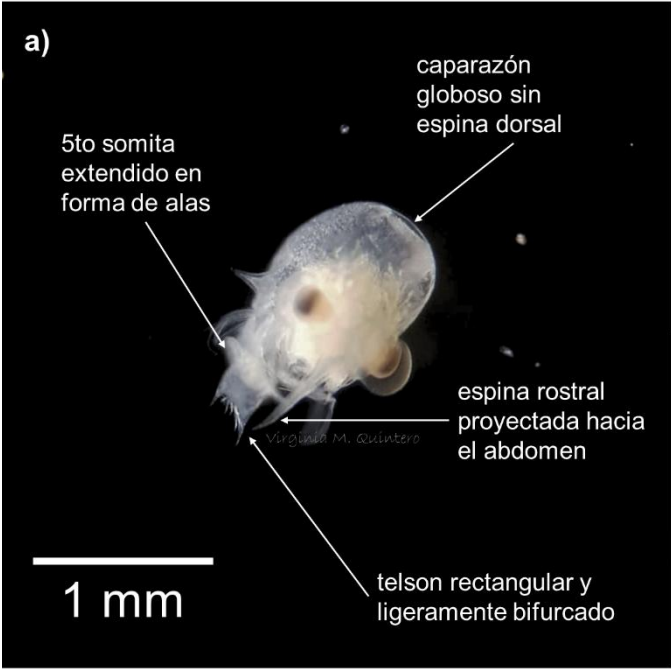
Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin *et al.* (2014).



a) Vista dorsal

b) Vista dorsal ampliada del rostrum

Suborden **Pleocyemata**
 Infraorden **Brachyura**



Larva **zoea**

Familia Parapinnixidae
 Género Parapinnixa
 Especie *P. nitida*
 (Lockington, 1877)

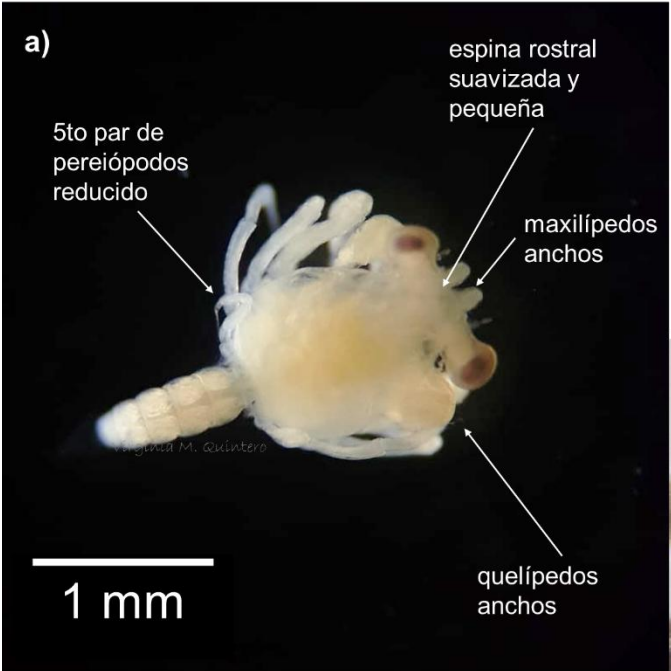
Santa Rosalía, B. C. S.
 (CP, E116)

AmScope SE306R-P-LED 4x

Esquema de referencia de la morfología general del abdomen y telson. Modificado de Kornienko y Korn (2011).

b)

a)Vista dorsal
 b)Vista dorsal del telson



Larva **decapodito** (megalopa)

Familia Parapinnixidae
 Género Parapinnixa
 Especie *P. nitida*
 (Lockington, 1877)

Santa Rosalía, B. C. S.
 (CP, E116)

AmScope SE306R-P-LED 4x

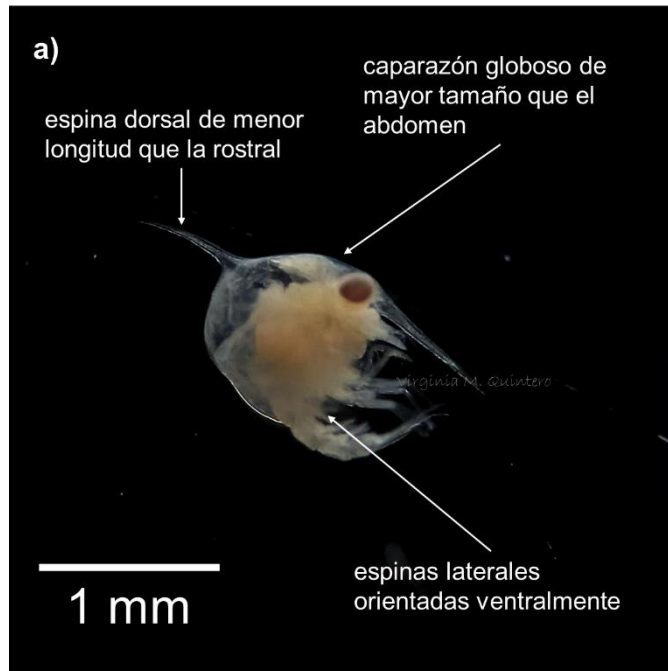
Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Kornienko y Korn (2011).

b)

a)Vista dorsal
 b)Vista dorsal del rostro

Suborden **Pleocyemata**

Infraorden **Brachyura**



Larva **zoea**

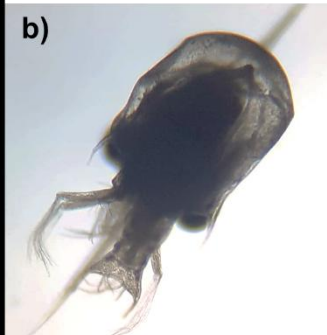
Familia Pinnotheridae
Género *Dissodactylus* sp.
Smith, 1870

Guaymas, Sonora
(CC, E18)

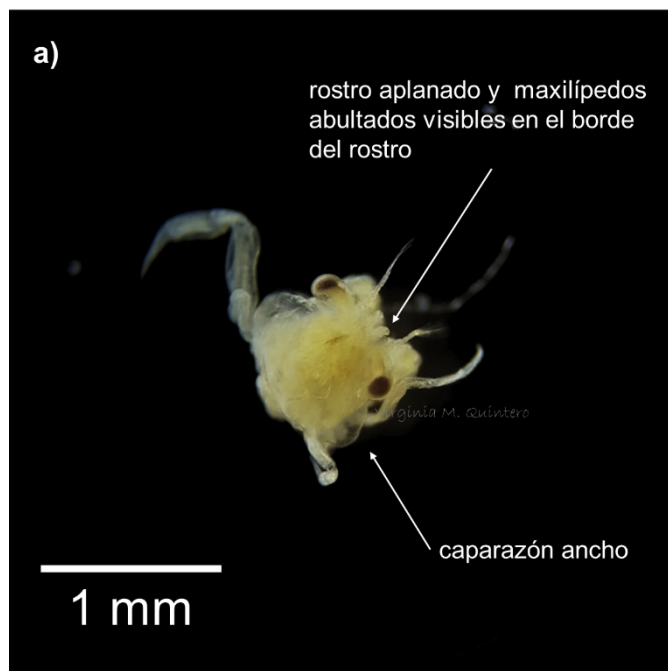
AmScope SE306R-P-LED 4x



Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin *et al.* (2014).



a) Vista lateral
b) Vista dorsal ampliada

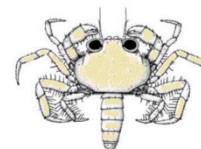


Larva **decapodito** (megalopa)

Familia Pinnotheridae
Género *Pinnixa* sp.
White, 1846

Santa Rosalía
(CP, E113)

AmScope SE306R-P-LED 4x

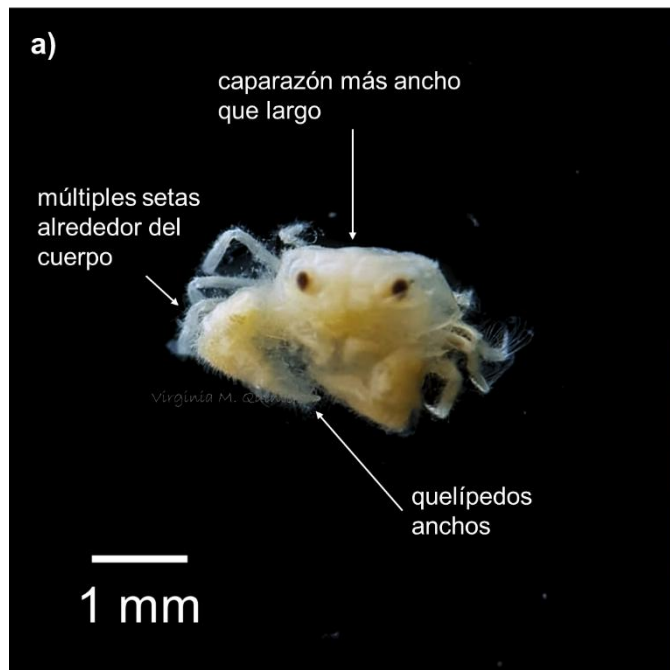


Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin *et al.* (2014).



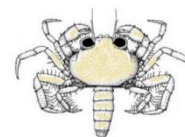
a) Vista dorsal
b) Vista dorsal ampliada

Suborden **Pleocyemata**
 Infraorden **Brachyura**



Larva **decapodito** (megalo)

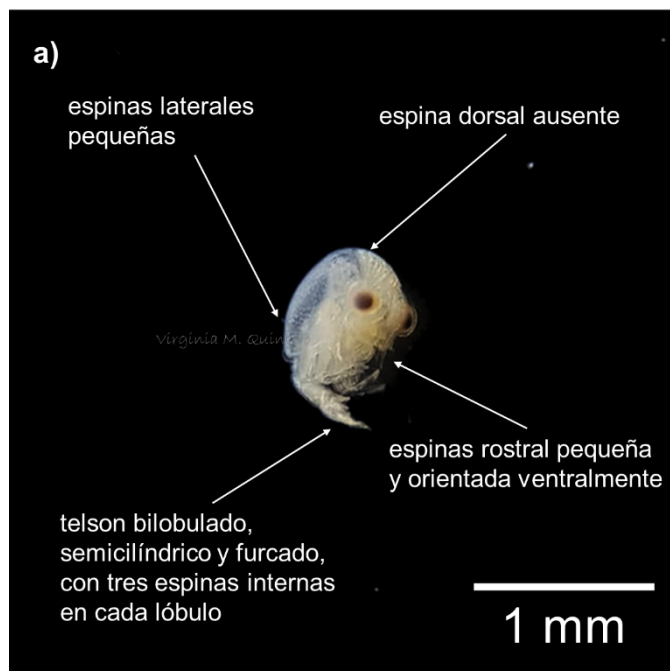
Familia Pinnotheridae
 Género *Pinnixa* sp.
 White, 1846



Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin *et al.* (2014).

Santa Rosalía, B. C. S.
 (CP, E113)

AmScope SE306R-P-LED 2x



Larva **zoea**

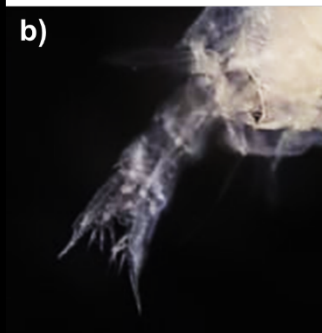
Familia Plagusiidae
 Dana, 1851



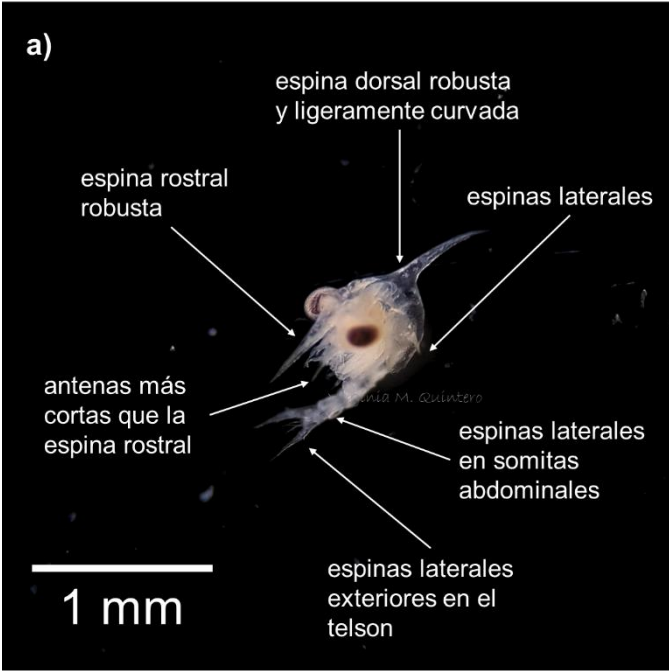
Esquema de referencia de la morfología general del telson. Modificado de Cuesta y González-Gordillo (2022).

Santa Rosalía, B. C. S.
 (CP, E104)

AmScope SE306R-P-LED 4x



Suborden **Pleocyemata**
 Infraorden **Brachyura**

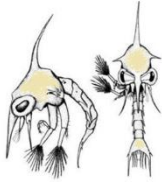


Larva **zoea**

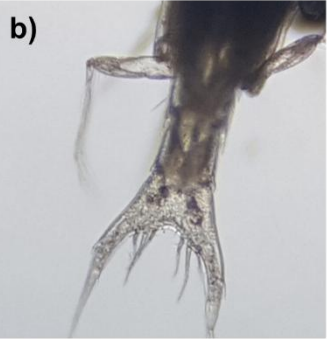
Familia Portunidae
 Rafinesque, 1815

Guaymas, Sonora
 (CC, E19)

AmScope SE306R-P-LED 4x

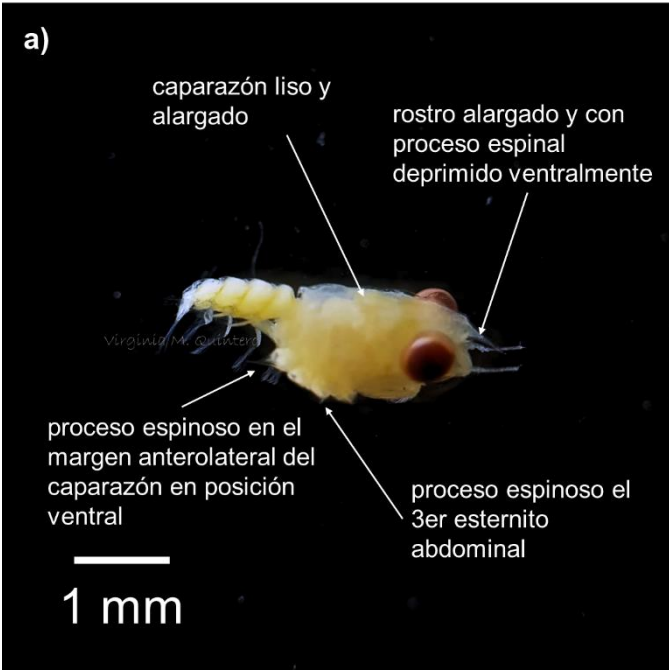


Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin *et al.* (2014).



a)Vista frontal-lateral

b)Vista dorsal del telson

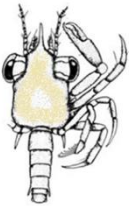


Larva **decapodito** (megalopa)

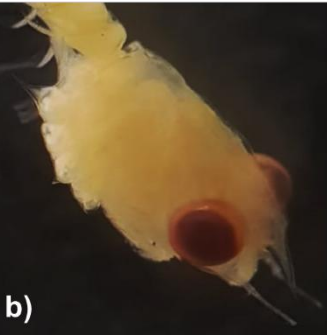
Familia Portunidae
 Género *Arenaeus*
 Especie *A. mexicanus*
 (Gerstaecker, 1856)

Santa Rosalía, B. C. S.
 (CP, E103)

AmScope SE306R-P-LED 2x



Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin *et al.* (2014).

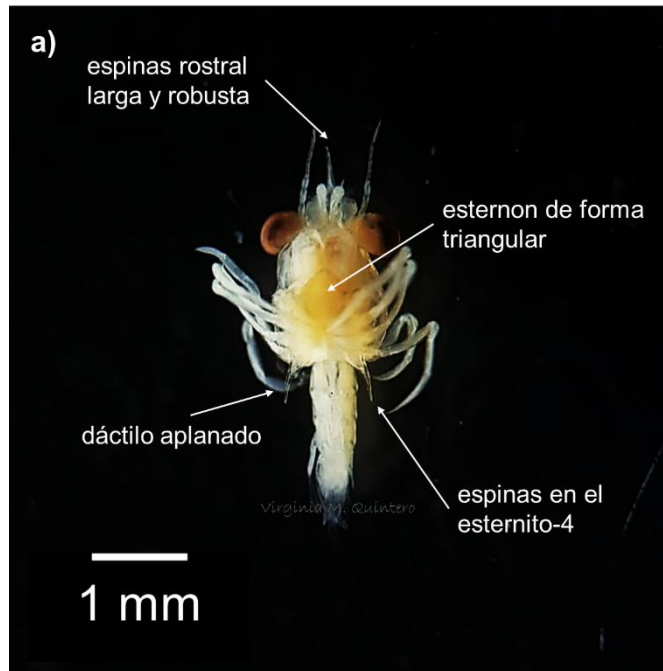


a)Vista dorsal

b)Vista dorsal ampliada del cefalotórax

Suborden **Pleocyemata**

Infraorden **Brachyura**

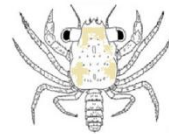


Larva **decapodito** (megalopa)

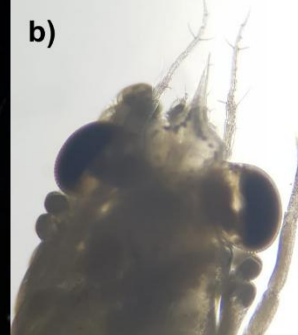
Familia Portunidae
Género *Callinectes*
Especie *C. arcuatus*
Ordway, 1863

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E116)

AmScope SE306R-P-LED 2x

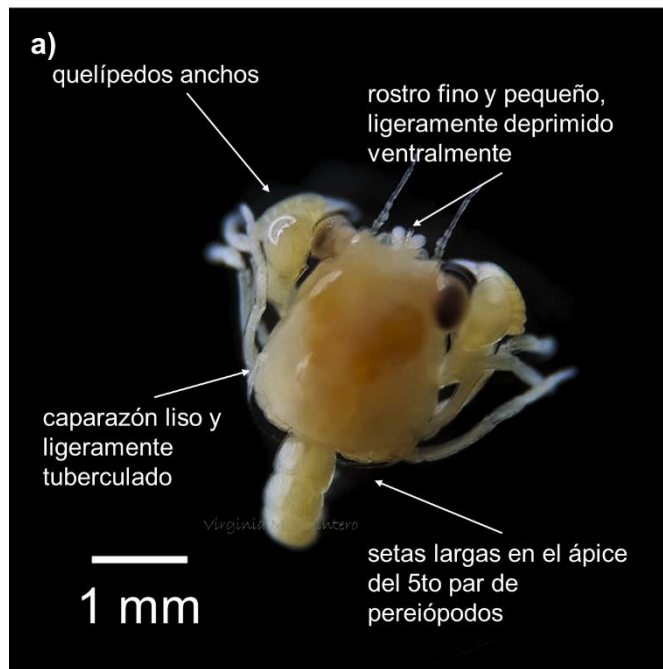


Esquema de referencia
de la morfología general
del estadio larvario.
Modificado de Martín *et al.* (2014).



a) Vista ventral

b) Vista dorsal del
rostrum

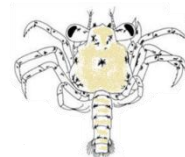


Larva **decapodito** (megalopa)

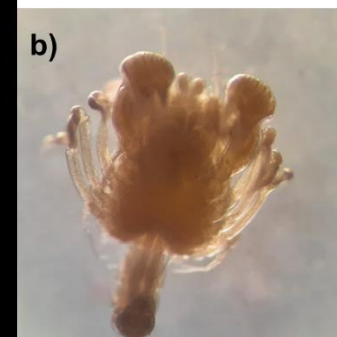
Familia Varunidae
Género *Hemigrapsus* sp.
Dana, 1851

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E104)

AmScope SE306R-P-LED 2x



Esquema de referencia
de la morfología general
del estadio larvario.
Modificado de Martín *et al.* (2014).



a) Vista dorsal

b) Vista ventral

Suborden **Pleocyemata**
 Infraorden **Brachyura**

a)

antenas con procesos espinosos largos, de tamaño similar a espina rostral

espinas laterales

1 mm

telson sin espinas laterales

Larva zoea

Familia Xanthidae

MacLeay, 1838

Santa Rosalía, B. C. S.

(CP, E115)

AmScope SE306R-P-LED 4x

Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de dos Santos y González-Gordillo (2004).

a)Vista frontal – lateral

b)Vista frontal

a)

caparazón con dos pares de espinas laterales

espina dorsal robusta y alargada

espina rostral alargada

1 mm

antenas cortas

telson ancho y furcado, de forma triangular y con espinas laterales

Larva zoea

Morfotipo ND de Brachyura

Guaymas, Sonora

(CC, E19)

AmScope SE306R-P-LED 4x

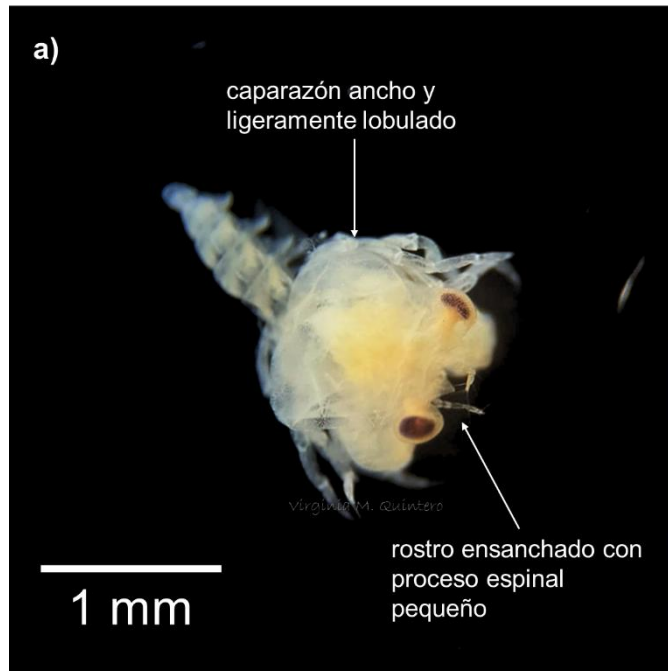
Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de dos Santos y González-Gordillo (2004).

a)Vista frontal

b)Vista frontal ampliada

82

Suborden **Pleocyemata**
 Infraorden **Brachyura**

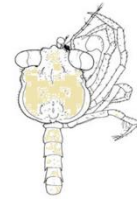


Larva **decapodito** (megalopa)

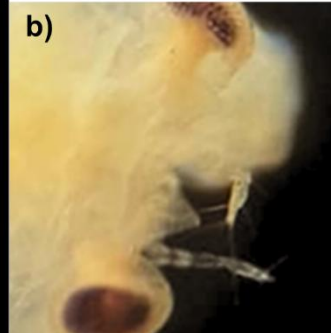
Morfotipo ND de Brachyura

Guaymas, Sonora
 (CC, E19)

AmScope SE306R-P-LED 4x

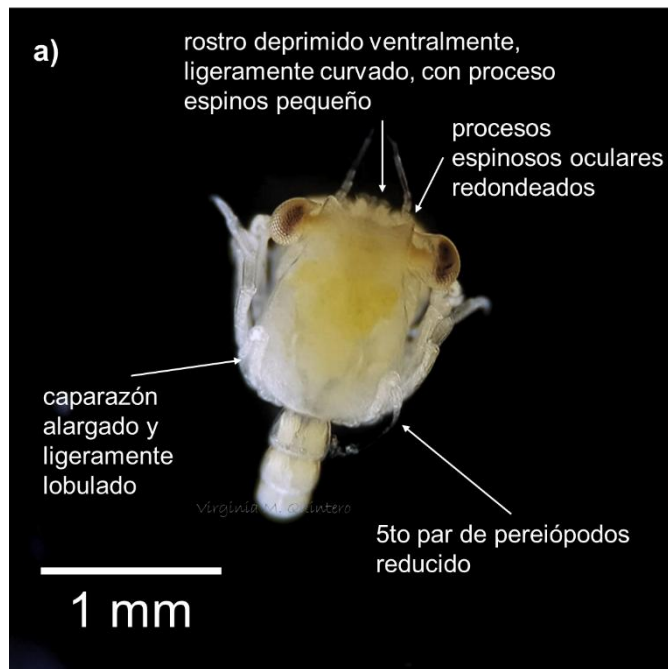


Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de dos Santos y González-Gordillo (2004).



a) Vista frontal

b) Vista frontal ampliada



Larva **decapodito** (megalopa)

Morfotipo ND de Brachyura

Santa Rosalía, B. C. S.
 (CP, E100)

AmScope SE306R-P-LED 4x



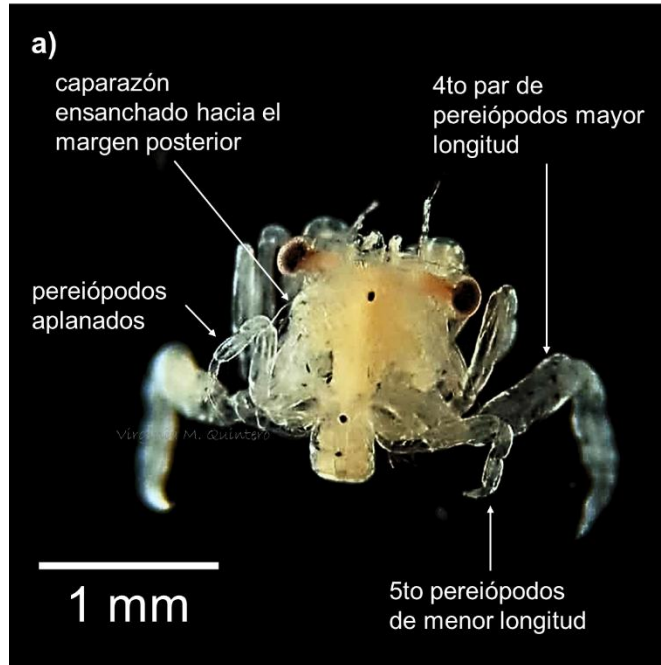
Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martín et al. (2014).



a) Vista dorsal

b) Vista dorsal ampliada

Suborden **Pleocyemata**
Infraorden **Brachyura**



Larva **decapodito** (megalopa)

Morfotipo ND de Brachyura

Guaymas, Sonora
(CC, E18)

AmScope SE306R-P-LED 4x

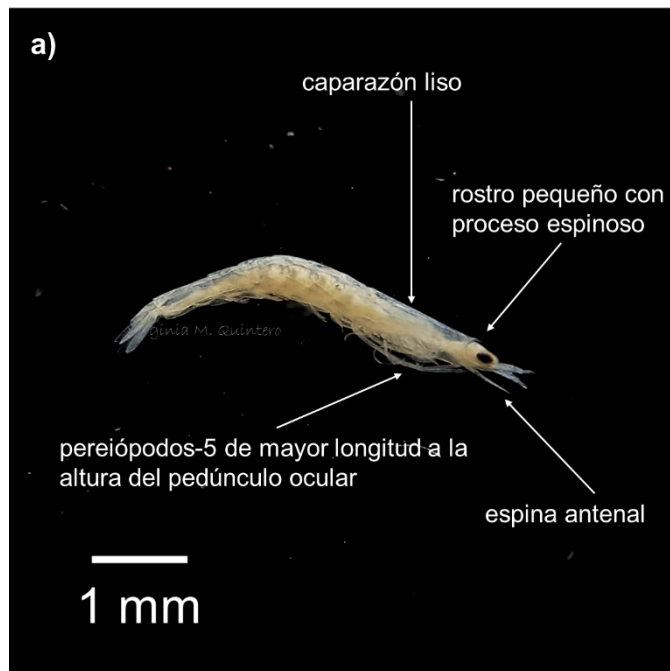


Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario de Brachyura. Modificado Martin et al. (2014).



a) Vista dorsal
b) Vista dorsal en luz incidente

Infraorden **Caridea**



Larva **zoea**

Familia *Alpheidae*
Género *Alpheus* sp.
Fabricius, 1798

Guaymas, Sonora
(CC, E18)

AmScope SE306R-P-LED 2x



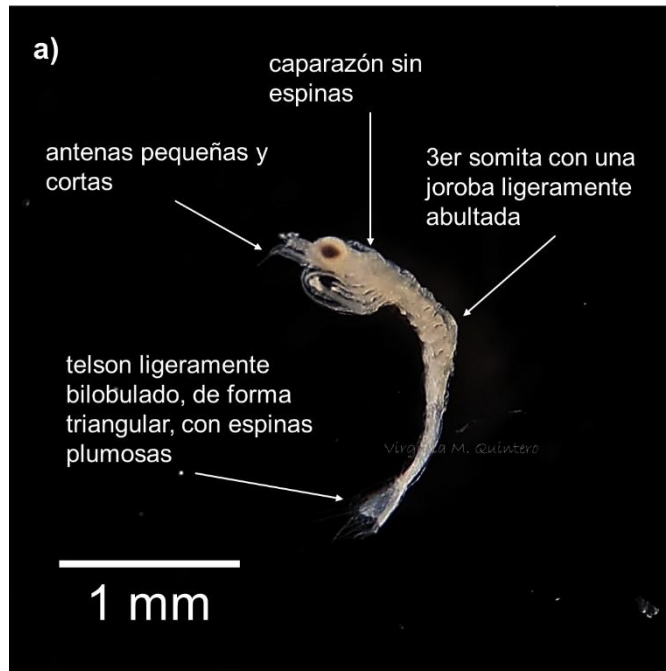
Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martin et al. (2014).



a) Vista lateral
b) Vista ampliada del cefalotórax

Suborden **Pleocyemata**

Infraorden **Caridea**

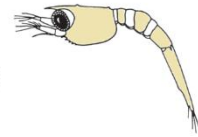


Larva **zoea**

Familia Hippolytidae
Spence Bate, 1888

Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E103)

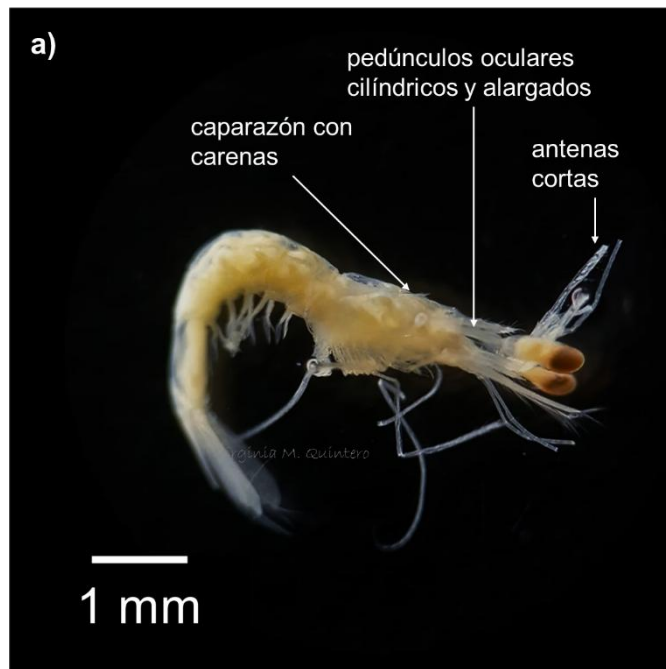
AmScope SE306R-P-LED 4x



Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Albornoz y Wehrman (1997).



a) Vista lateral
b) Vista lateral ampliada del telson

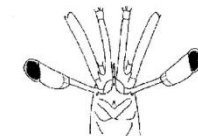


Larva **zoea** (transición a decapodito)

Familia Lysmatidae
Género *Lysmata* sp.
Risso, 1816

Centro del GC
(ZO, E182)

AmScope SE306R-P-LED 2x



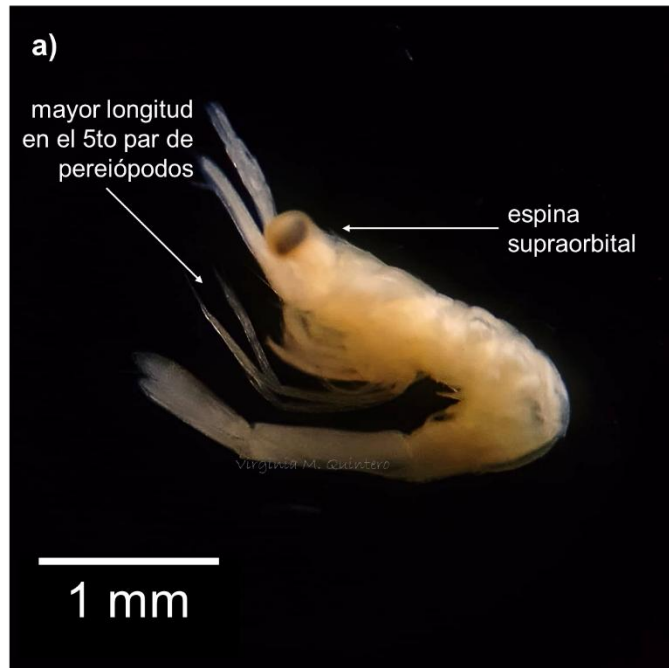
Esquema de referencia de la morfología del cefalotórax en posición ventral. Modificado de dos Santos y González-Gordillo (2004).



a) Vista lateral
b) Vista latero-ventral del cefalotórax

Suborden **Pleocyemata**

Infraorden **Caridea**



Larva **zoea**

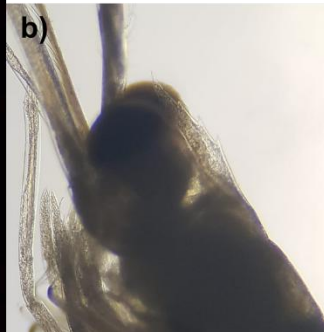
Familia Palaemonidae
Rafinesque, 1815



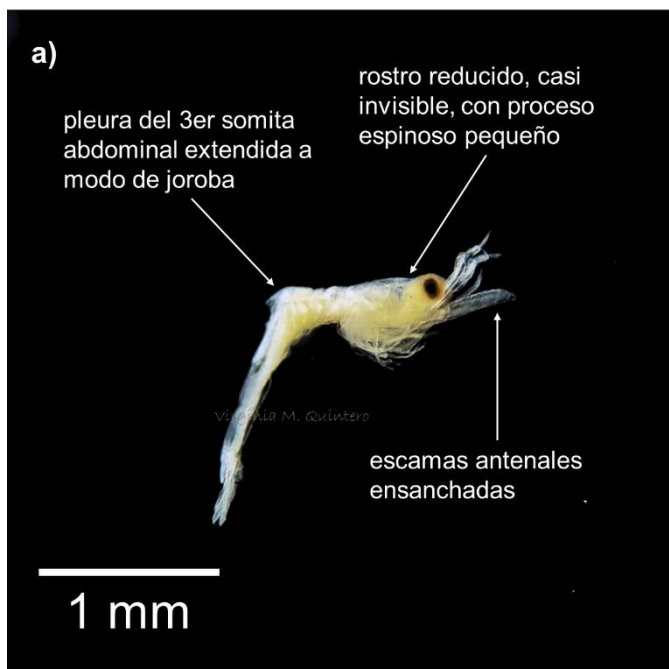
Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E115)

AmScope SE306R-P-LED 4x

Esquema de referencia de la morfología general del cefalotórax. Modificado de dos Santos y González-Gordillo (2004).

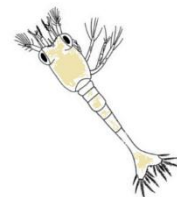


a) Vista lateral
b) Vista lateral ampliada de la región cefálica



Larva **zoea**

Familia Pandalidae
Haworth, 1825



Santa Rosalía, B. C. S.
(CP, E96)

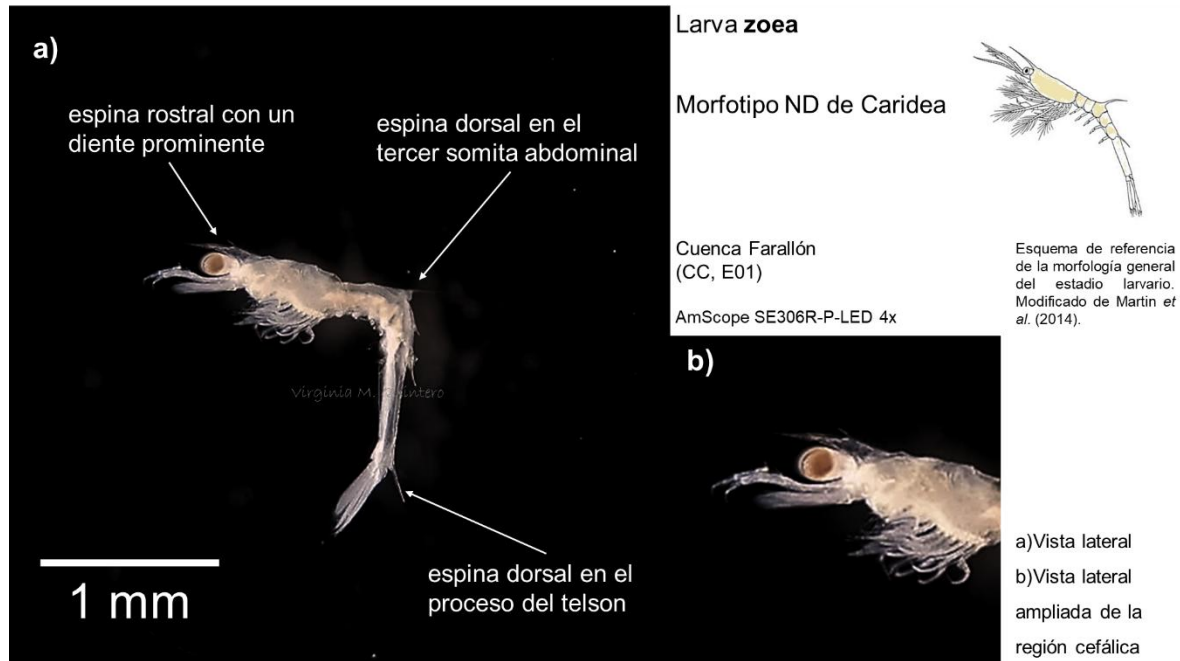
AmScope SE306R-P-LED 4x

Esquema de referencia de la morfología general del estadio larvario. Modificado de Martín et al. (2014).

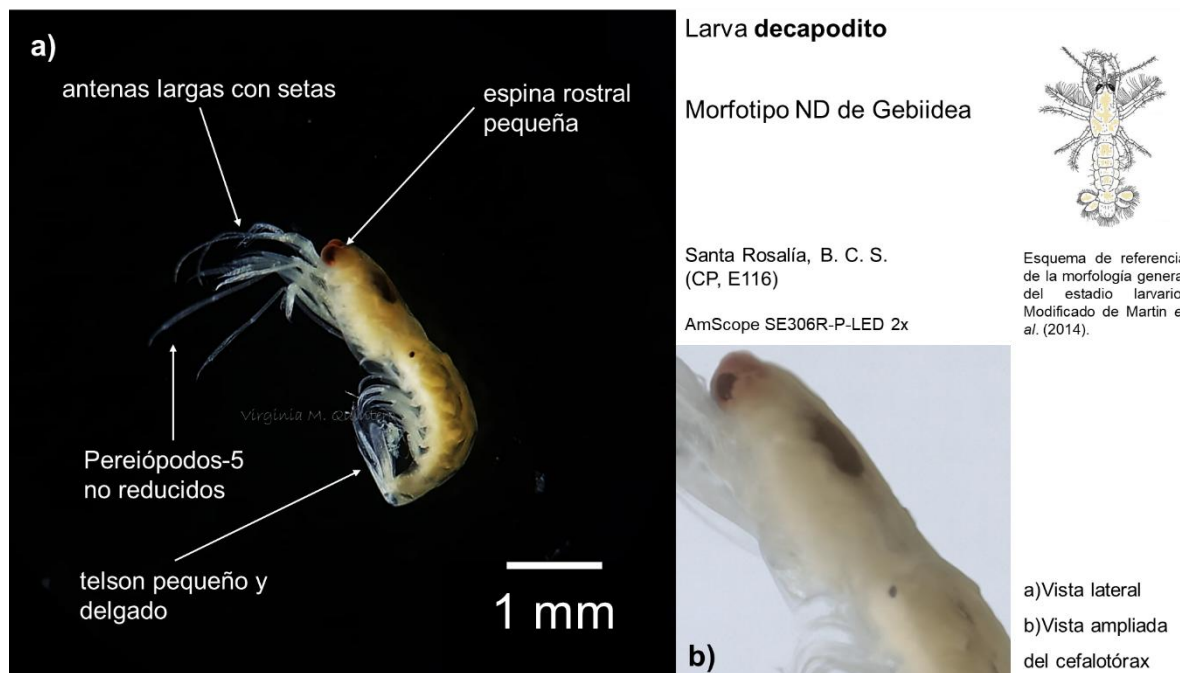


a) Vista lateral
b) Vista ventral ampliada de la región cefálica

Suborden **Pleocyemata**
Infraorden **Caridea**



Infraorden **Gebiidea**





Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

ACTA DE EXAMEN DE GRADO

No. 00252

Matrícula: 2233804729

Estructura de la comunidad
larvaria de crustáceos
decápodos (Crustacea:
Decápoda) del Golfo de
California (Octubre, 2019)

En la Ciudad de México, se presentaron a las 10:00 horas
del día 19 del mes de mayo del año 2026 en la Unidad
Iztapalapa de la Universidad Autónoma Metropolitana, los
suscritos miembros del jurado:

DRA. ALMA SOCORRO SOBRINO FIGUEROA
DR. JAIME GOMEZ GUTIERREZ
DR. ERIK CORIA MONTER
M. EN B.E. SERGIO HUMBERTO ALVAREZ HERNANDEZ



VIRGINIA MARTINEZ QUINTERO
ALUMNA

Bajo la Presidencia de la primera y con carácter de
Secretario el último, se reunieron para proceder al Examen
de Grado cuya denominación aparece al margen, para la
obtención del grado de:

MAESTRA EN BIOLOGÍA

DE: VIRGINIA MARTINEZ QUINTERO

y de acuerdo con el artículo 78 fracción III del
Reglamento de Estudios Superiores de la Universidad
Autónoma Metropolitana, los miembros del jurado
resolvieron:

APROBAR

Acto continuo, la presidenta del jurado comunicó a la
interesada el resultado de la evaluación y, en caso
aprobatorio, le fue tomada la protesta.

REVISÓ

MTRA. ROSALÍA SERRANO DE LA PAZ
DIRECTORA DE SISTEMAS ESCOLARES

DIRECTORA DE LA DIVISIÓN DE CBS



DRA. EDITH ARENAS RIOS

PRESIDENTA



DRA. ALMA SOCORRO SOBRINO FIGUEROA

VOCAL



DR. JAIME GOMEZ GUTIERREZ

VOCAL



DR. ERIK CORIA MONTER

SECRETARIO



M. EN B.E. SERGIO HUMBERTO ALVAREZ
HERNANDEZ