

UNIVERSITAT POLITÈCNICA DE VALÈNCIA

ESCOLA POLITÈCNICA SUPERIOR DE GANDÍA

Grado en Ciencias Ambientales



UNIVERSITAT
POLITÈCNICA
DE VALÈNCIA



ESCOLA POLITÈCNICA
SUPERIOR DE GANDIA

Diferentes estadios de desarrollo de *Callinectes sapidus* en las golas de la Albufera de Valencia

TRABAJO FINAL DE GRADO

Autora:

Paula Navarro García

Tutores:

Silvia Laura Falco Giaccaglia

Alberto Gil Fernández

GANDIA, 2021

AGRADECIMIENTOS

A Silvia por ayudarme y enseñarme a la hora de redactar correctamente el documento y realizar los gráficos. He aprendido mucho gracias a ella.

A Alberto por ayudarme y acompañarme durante los muestreos. Además de enseñarme como realizar el procedimiento del laboratorio y aconsejarme acerca de cómo realizar y presentar el trabajo. También he aprendido mucho gracias a él.

Por último, al club náutico del Perelló por permitirnos realizar los muestreos allí.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.2- Características principales de <i>Callinectes sapidus</i>	2
1.2.1- Posición taxonómica.	2
1.2.2- Anatomía	3
1.2.3- Reproducción.....	6
1.2.4 - Hábitat.	7
1.2.5- Alimentación.....	8
1.3- Estadios y ciclo de vida.....	9
2. OBJETIVOS.....	10
3. MATERIAL Y MÉTODOS.....	11
3.1- Descripción de la zona de estudio.	11
3.2- Muestreo.....	12
3.2.1- Puntos de muestreo.	14
3.2.2- Metodología para la obtención de muestras.	17
3.2.3- Periodo y frecuencia del muestreo.....	19
3.3- Procesado en el laboratorio.....	19
3.3.1- Análisis de las muestras procedentes de los colectores.....	19
3.3.2- Procesamiento de los ejemplares adultos.....	20
4. RESULTADOS.	28
4.1- Variables físico químicas.	28
4.2- Megalopas y juveniles.....	31
4.3- Ejemplares adultos.	33
4.3.1- Adultos totales.	33
4.3.2- Abundancia y proporción de sexos en el interior y el exterior.	33
4.3.3- Distribución según el ancho del caparazón (AC).....	34
4.3.4- GSI / Estadios de maduración.....	39
5. DISCURSIÓN.	43
5.1- Megalopas y juveniles.....	43
5.2- Ejemplares adultos.	44
5.3- GSI y estadios de maduración.	46
6. CONCLUSIONES.....	50
7. BIBLIOGRAFÍA.....	51

Figura 1.1: Distribución del cangrejo azul (<i>Callinectes sapidus</i>) a lo largo del mediterraneo. Fuente: (García et al, 2018).	2
Figura 1.2: Ilustración de las partes de <i>C. sapidus</i> en su dorsal y ventral.	4
Figura 1.3: Comparación del abdomen de un macho, de una hembra inmadura y de una hembra madura (de izquierda a derecha).....	4
Figura 1.4: Ilustración de la morfología interna de <i>C. sapidus</i>	5
Figura 1.5: Diferencia de coloración en los huevos durante el desarrollo de las larvas.	6
Figura 1.6: Ilustración del ciclo vital de <i>C. sapidus</i> . Fuente: (William Summy, 2016).....	9
Figura 3.1: Fotografía aérea de la Albufera de Valencia. Fuente: albufera.valencia.es.....	12
Figura 3.2: Localización de las tres zonas de muestreo. Fuente: Elaboración propia.	12
Figura 3.3: Ilustración de megalopa de <i>C. sapidus</i> (a) y fotografías utilizando dos iluminaciones: inferior (b) y superior (c). Fuente: (Kenneth Stuck et al, 2009).	13
Figura 3.4: Ilustración de un ejemplar juvenil de <i>C. sapidus</i> en su primera y segunda etapa de juvenil. Fuente: (Kenneth Stuck et al, 2009).	13
Figura 3.5: Fotografía de un ejemplar juvenil de <i>C. sapidus</i> . Fuente: Elaboración propia.....	13
Figura 3.6: Ilustración (izquierda) y fotografía (derecha) de un ejemplar adulto de <i>C. sapidus</i>	14
Figura 3.7: ZONA 1: Localización de los colectores de la gola de Puyol. Fuente: Elaboración propia.	15
Figura 3.8: ZONA 2: Localización de los colectores en la gola del Perellonet. Fuente: elaboración propia.	16
Figura 3.9: ZONA 3: Localización de los colectores en la gola de Puyol. Fuente: Elaboración propia.	16
Figura 3.10: Esquema de un colector instalado. Fuente: Elaboración propia.	18
Figura 3.11: Trampas utilizadas.	18
Figura 3.12: Fotografía del colector.	18
Figura 3.13: Organismos que se encuentran más frecuentemente en los colectores: <i>C. sapidus</i> , Isopoda, Amphipoda y Odonata (de izquierda a derecha).....	20
Figura 3.14: Formula del GSI.	21
Figura 3.15: Fotografía de las gónadas de una hembra de <i>C. sapidus</i>	22
Figura 3.16: Fotografía de las gónadas de un macho de <i>C. sapidus</i>	22
Figura 3.17: Morfología interna de una hembra de <i>C. sapidus</i>	23
Figura 3.18: Fotografía de la parte interna del cefalotórax de una hembra ovígera (a), inmadura (b), madura (c) y de un macho (d).	24
Figura 3.19: Proceso de extracción de las gónadas de un macho de <i>C. sapidus</i>	25
Figura 3.20: Maduración de las gónadas de un macho de <i>C. sapidus</i> . (Estadio 2 y 3 de izquierda a derecha).....	27
Figura 3.21: Maduración de las gónadas de una hembra de <i>C. sapidus</i> (Estadio 2 y 3 de izquierda a derecha).	27
Figura 3.22: Diferencia de coloración de los ovarios de una hembra en estadio de maduración 1 y 2 (de izquierda a derecha).	27
Figura 4.1: Salinidad y temperatura (°C) de los 5 puntos de muestreo del Perelló.	29
Figura 4.2: Salinidad y temperatura (°C) en los 2 puntos de muestreo del Perellonet.	30
Figura 4.3: Salinidad y temperatura (°C) en los 2 puntos de muestreo de Puyol.	30
Figura 4.4: Megalopas y juveniles en los 5 puntos de muestreo del Perelló.	32
Figura 4.5: Fórmula del CPUE.	34
Figura 4.6: Adultos totales en los 5 puntos de muestreo del Perelló.	35

Figura 4.7: Adultos totales en los 2 puntos de muestreo del Perellonet.....	36
Figura 4.8: Adultos totales en los 2 puntos de muestreo de Puyol.	36
Figura 4.9: Abundancia y proporción de sexos en el interior (izquierda) y exterior (derecha) de las compuertas de las golas.....	37
Figura 4.10: Proporción de sexos en el interior (izquierda) y exterior (derecha) de las compuertas de las golas.....	37
Figura 4.11: CPUE de los puntos situados en el interior (izquierda) y exterior (derecha) de las compuertas de las golas.....	38
Figura 4.12: Histograma del tamaño de las capturas en el interior (izquierda) y exterior (derecha) de las compuertas de las golas.	38
Figura 4.13: GSI de machos y hembras.	40
Figura 4.14: Proporción de los distintos estadios de maduración de los machos.	42
Figura 4.15: Proporción de los distintos estadios de maduración de las hembras.	42
Figura 5.1: CPUE de las tres zonas de muestreo.....	44
Figura 5.2: Proporción de cada estadio de maduración en el Perelló.	48
Figura 5.3: Proporción de cada estadio de maduración en el Perellonet.	48
Figura 5.4: Proporción de los distintos estadios de maduración en Puyol.	49

RESUMEN

El cangrejo azul (*Callinectes sapidus*) se trata de una especie nativa de las costas occidentales del océano atlántico, y se registró por primera vez en la Albufera de Valencia en el 2014. Está caracterizada por un ciclo de vida en el cual se van desplazando a lo largo de estuarios, lagunas y otros hábitats costeros en busca de las condiciones óptimas de salinidad y temperatura para continuar con su desarrollo. El objetivo de este trabajo es analizar tanto la abundancia como la variación temporal de los diferentes estadios del ciclo vital del cangrejo azul en las zonas de interconexión entre la Albufera de Valencia y el mar Mediterráneo.

Para esto se han repartido 9 puntos de muestreo antes y después de las compuertas de las golas del Perelló, Perellonet y Puyol. Los ejemplares juveniles y megalopas fueron capturados mediante colectores y los ejemplares adultos mediante trampas.

Se observó que juveniles y megalopas se encuentran en zonas próximas al mar, en condiciones de elevada salinidad, durante los meses de agosto, septiembre y octubre. En cambio, los ejemplares adultos tuvieron una abundancia muy similar en las tres zonas y su proporción en el interior y exterior es similar, deduciendo que son organismos que se pueden adaptar a amplias condiciones de temperatura y salinidad.

La distribución espacial y temporal de los adultos se encuentra influenciada por los eventos reproductivos, en los meses anteriores a la etapa de apareamiento (febrero, marzo, abril y mayo) se encuentran en ambientes con una salinidad elevada, ya que bajo estas condiciones maduran con mayor rapidez y cuando se acerca la etapa de apareamiento (junio y julio) se aproximan a zonas del interior en busca de condiciones de baja salinidad.

Mediante el análisis del GSI y la distribución temporal de los distintos estadios de maduración se ha estimado que la etapa reproductiva de la especie es en primavera-verano, correspondiente a los meses de mayo a agosto.

Palabras clave: Ciclo vital, especies invasoras, GSI, áreas protegidas, golas.

ABSTRACT

The blue crab (*Callinectes sapidus*) is a specie native to the western coasts of the Atlantic Ocean, and was first recorded in the Albufera of Valencia in 2014. It is characterized by a life cycle in which they move along estuaries, lagoons and other coastal habitats in search of optimal salinity and temperature conditions to continue their development. The objective of this work is to analyze both the abundance and the temporal variation of the different stages of the life cycle of the blue crab in the areas of interconnection between the Albufera and the sea.

For this, 9 sampling points have been distributed before and after the gates of the Golas of Perelló, Perellonet and Puyol. Juveniles and megalopas were captured by collectors and adult specimens by traps.

It was observed that juveniles and megalopas are found in areas near the sea, in conditions of high salinity, during the months of August, September and October. On the other hand, the adult specimens had a very similar abundance in the three zones and their proportion in the interior and exterior is similar, deducing that they are organisms that can adapt to wide conditions of temperature and salinity.

The spatial and temporal distribution of adults is influenced by reproductive events, in the months prior to the mating stage (February, March, April and May) they are in environments with a high salinity, because under these conditions they mature more quickly, and when the mating stage approaches (June and July) they go to inland areas in search of low salinity conditions.

Through the analysis of the GSI and the temporal distribution of the different stages of maturation it has been estimated that the reproductive stage of the specie is in spring-summer, corresponding to the months of May to August.

Keywords: Life cycle, GSI, invasive species, golas, protected areas.

1. INTRODUCCIÓN.

El cangrejo o jaiba azul, cuyo nombre científico es *Callinectes sapidus*, tiene el significado de bello nadador (*Callinectes*) y de buen sabor (*sapidus*) (Lawrence *et al*, 2005). Se trata de una especie originaria de la costa atlántica americana que ha sido introducida en el Mediterráneo debido a las aguas de lastre de las grandes embarcaciones.

Sin embargo, la distribución inicial de la especie era Nueva Escocia, Maine, el norte de Massachusetts y al norte de Argentina, incluyendo Bermudas y las Antillas. Posteriormente, la especie ha sido introducida en varias partes de Europa como Dinamarca, los Países Bajos y el mar del Norte adyacente, suroeste de Francia, golfo de Génova, en el norte del Adriático, mar Negro y el este del mar Mediterráneo (Figura 1.1). Aunque también se han encontrado ejemplares en el lago Hamana – Ko, en el centro de Japón (Millikin, 1984).

Se detectó por primera vez en el Mediterráneo en el año 2012 en la laguna de la Tancada, en el delta del Ebro (Castejón y Guerao, 2013), y se encontró por primera vez en la Albufera de Valencia en el 2014. Se trata de una especie que se puede adaptar a una gran variedad de ecosistemas, ya que crece en condiciones muy variadas de salinidad, temperatura y profundidad. Por esto y por su rápido crecimiento y elevada tasa de reproducción tiene un gran potencial invasor, incluyéndose dentro de las especies exóticas invasoras de la Comunidad Valenciana, pero no en el catálogo español de especies exóticas invasoras (Olivert, 2018).

Además de poder desarrollarse en una gran variedad de ecosistemas, tiene una alimentación muy variada que puede ir desde pequeños vegetales que se encuentren enterrados en el sustrato arenoso a pequeños peces y crustáceos de hasta su misma especie. Este carácter de depredador agresivo causa notables efectos en la composición de las especies autóctonas y desencadena cambios en todo el ecosistema, como las cadenas tróficas y el régimen de productividad (Carrozzo *et al*, 2014).

Esta especie se caracteriza por un ciclo de vida relativamente corto (3 años aproximadamente) que consta de cinco fases diferentes: huevo, estado larval zoea, estado larval megalopa, juvenil y adulto. Dependiendo del estadio donde se encuentren se desplazan de una zona a otra buscando las condiciones óptimas de temperatura y salinidad para poder continuar con su desarrollo. (Campos Williams y Fagoth, 2018)

Por eso en este estudio se ha estudiado la abundancia y distribución de los distintos estadios de la especie en zonas de interconexión de aguas dulces y saladas, ya que es donde se puede observar más claramente sus desplazamientos estacionales a lo largo de su ciclo vital.

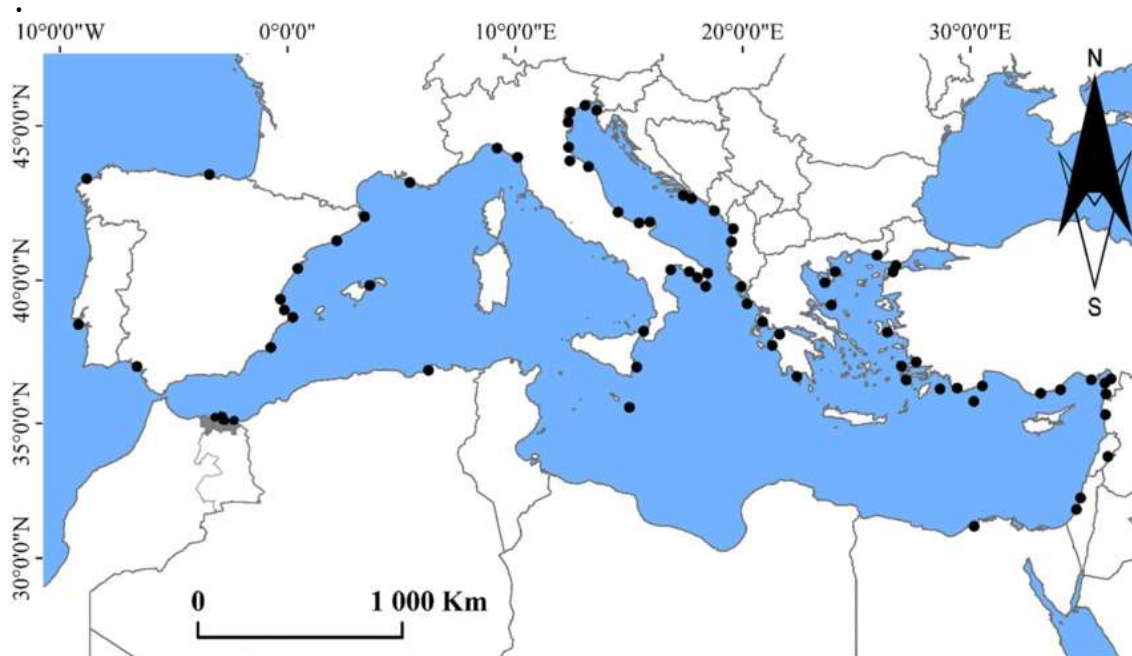


Figura 1.1: Distribución del cangrejo azul (*Callinectes sapidus*) a lo largo del mediterraneo.
Fuente: (García et al, 2018).

1.2- Características principales de *Callinectes sapidus*.

1.2.1- Posición taxonómica.

REINO → *Animalia*

FILO → *Arthropoda*

CLASE → *Crustacea*

ORDEN → *Decápoda*

SUBORDEN → *Pleocyemata*

INFRAORDEN → *Branchyura*

SECCIÓN → *Eubrachyura*

INFRASECCIÓN → *Heterotremata*

FAMILIA → *Portunidae*

GÉNERO → *Callinectes*

ESPECIE → *Callinectes sapidus*

1.2.2- Anatomía

El cuerpo está recubierto por un exoesqueleto de una tonalidad verde oscuro y posee 5 pares de patas o pleópodos. El primer par de patas se trata de unas fuertes tenazas, cuya función es la de atraer comida y para su defensa, éstas reciben el nombre de quelípedos. Los siguientes tres pares de patas son utilizadas para reptar y su último par de patas es utilizado para remar, estas tienen forma de palas y reciben el nombre de patas natatorias (Figura 1.2) (Campos Williams, 2018).

La jaiba está completamente encerrada en una concha llamada cefalotórax, que cuyo nombre indica podemos encontrar la cabeza y segmentos torácicos fusionados. El caparazón puede tener una longitud de 9 cm en machos y de 7,5 cm en hembras, y su anchura suele situarse entre los 17 y 20 cm. La superficie de la concha donde se encuentran la cabeza y el tórax recibe el nombre de caparazón y se encarga de proteger las cámaras branquiales, debajo de este se encuentra el tórax, el cual sostiene el abdomen (Figura 1.2) (Campos Williams, 2018).

Se tratan de organismos con dimorfismo sexual, su sexo puede distinguirse en función de la forma que adopta el abdomen, cuando tiene forma de T invertida larga, es un macho. En cambio, en el caso de las hembras maduras este adopta una forma semicircular, mientras, el abdomen inmaduras, tiene forma de triángulo (Figura 1.3). Otra manera de distinguir los dos sexos es observando la coloración de los quelípedos, cuando estos tienen la punta azulada son machos, en cambio cuando tienen una coloración anaranjada-rojiza con la punta morada se tratan de hembras.

Dentro del caparazón se encuentran resguardados sus órganos internos, encargados de su circulación, respiración, identificación del medio y reproducción. Los cuales se encuentran protegidos gracias a su masa muscular (Figura 1.4).

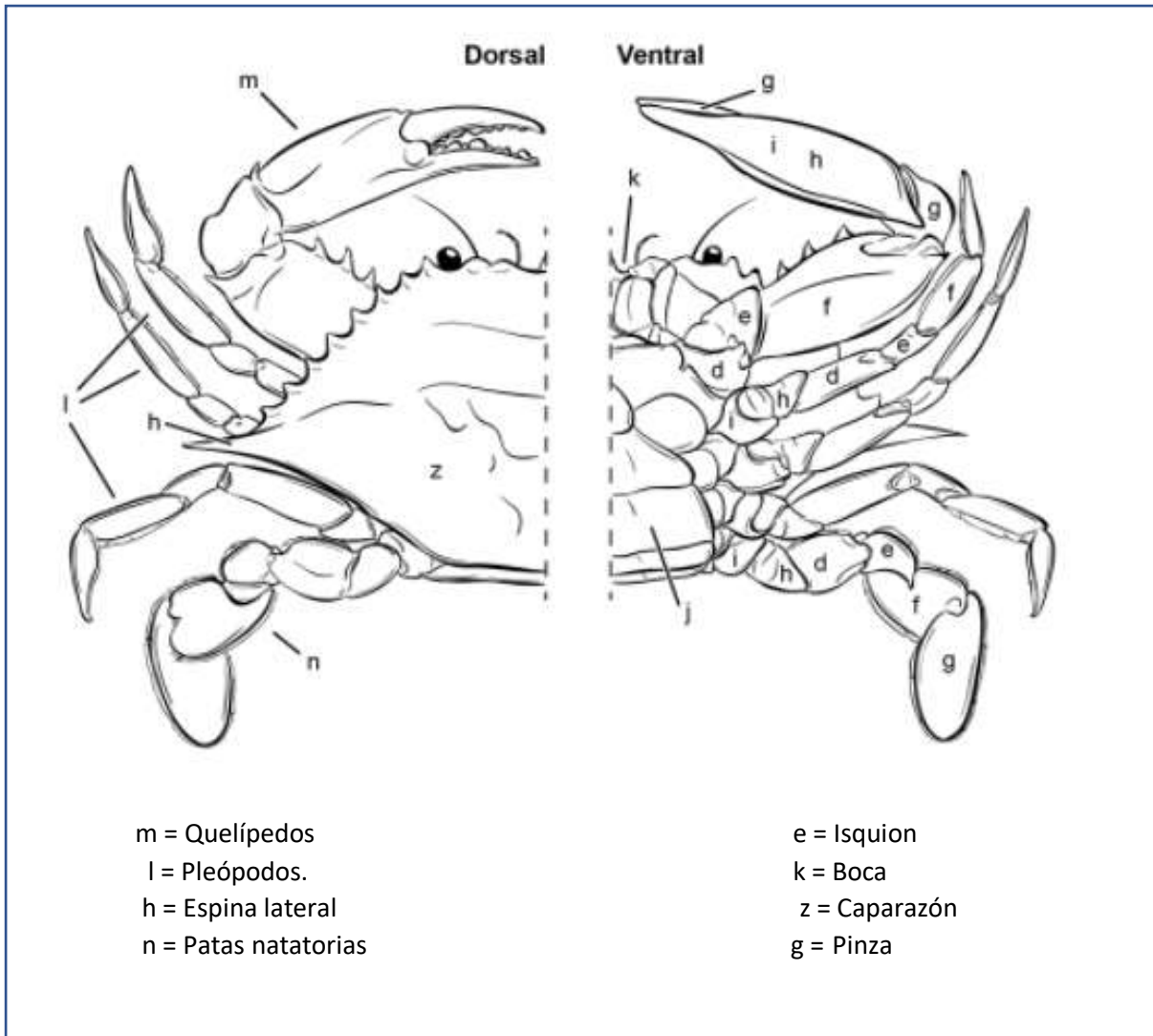


Figura 1.2: Ilustración de las partes de *C. sapidus* en su dorsal y ventral.
 Fuente: (William Summy, 2016)



Figura 1.3: Comparación del abdomen de un macho, de una hembra inmadura y de una hembra madura (de izquierda a derecha).

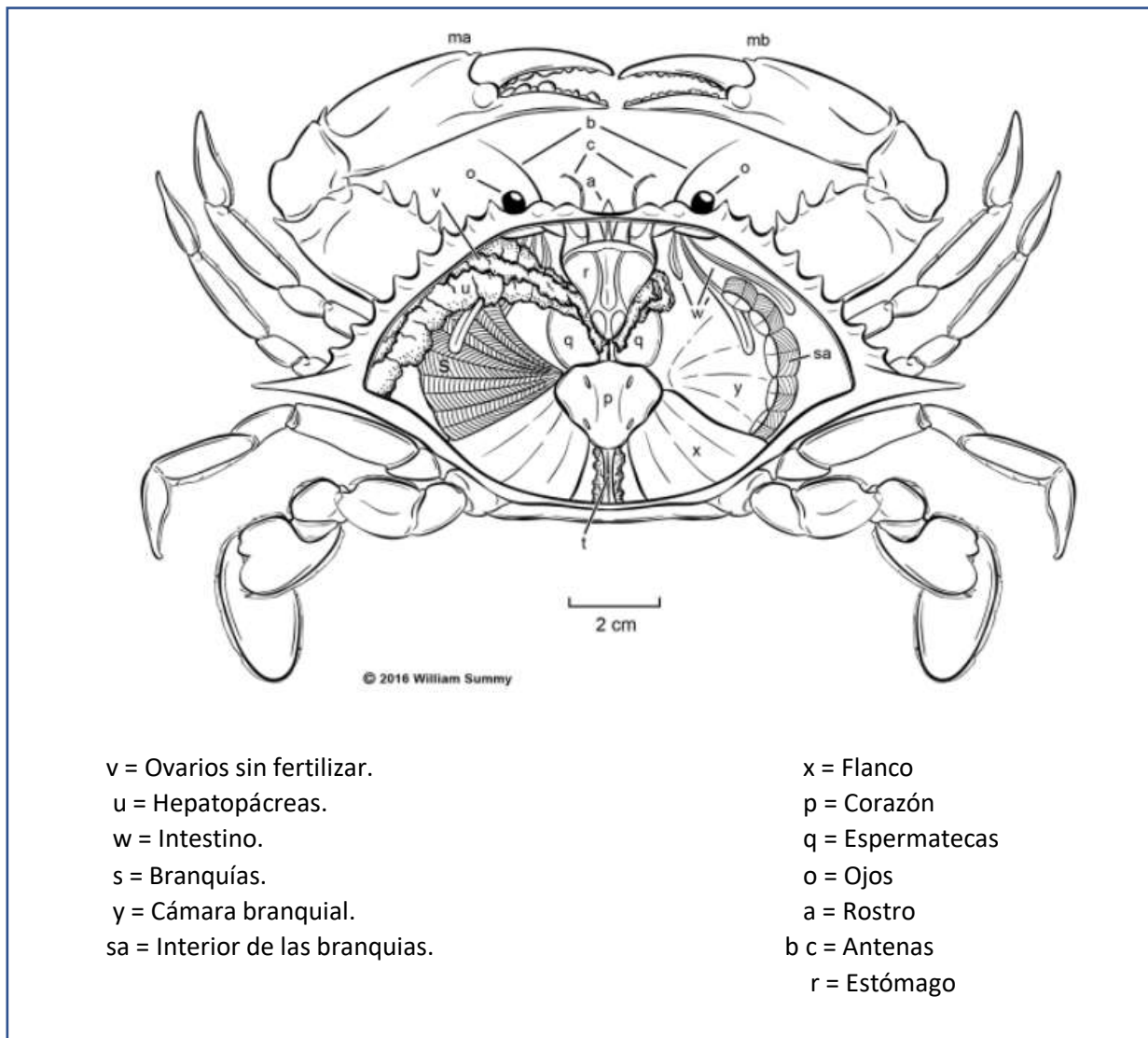


Figura 1.4: Ilustración de la morfología interna de *C. sapidus*.
Fuente: (William Summy, 2016).

1.2.3- Reproducción.

Los machos alcanzan la madurez después de 18 a 19 mudas post etapa larval, mientras que las hembras la alcanzan después de 18 a 20 mudas (Millikin, 1984). Sabemos que han alcanzado la madurez por la forma que adopta el abdomen, en el caso de los machos de T invertida y en el de las hembras en forma semicircular.

Las hembras se aparean solamente durante una vez en su vida, y lo hacen cuando son todavía inmaduras y van a pasar a su etapa de hembra madura. Cuando las hembras están listas para mudar su muda de reproducción liberan una feromona para atraer al macho, el cual se coloca detrás de ella sosteniéndola con las muelas y patas ambulatorias, hasta que la hembra está lista para mudar (Campos Williams y Fagoth, 2018). La mayoría de los apareamientos se producen en zonas de baja salinidad, ya que los machos permanecen en zonas salobres durante la etapa adulta (Millikin, 1984).

La temporada reproductiva es durante la primavera-verano, a una temperatura de aproximadamente 23°C. Cuando la hembra está lista para mudar se separan y antes de que se endurezca de nuevo el caparazón se realiza la cópula. En acabar los machos se quedan junto a la hembra hasta que el caparazón se endurece de nuevo. La copula suele durar entre 5 y 12 horas y el esperma es guardado en el receptáculo seminal para garantizar futuras fecundaciones. La hembra guarda los huevos en su abdomen hasta que estos eclosionan, pueden tener entre setecientos mil a dos millones de huevos, pero estos tienen una supervivencia muy baja (Campos Williams y Fagoth, 2018).

Las hembras que han sido fecundadas y han generado una masa de huevos reciben el nombre de hembras ovígeras, estas tienen una masa de huevos en el abdomen. La coloración de los huevos varía a lo largo del tiempo, yendo de una tonalidad amarilla, naranja, café y finalmente negro debido al desarrollo de los ojos de la larva (Figura 1.5). El desove lo realizan en zonas de elevada salinidad ya que estas condiciones son necesarias para la eclosión de los huevos, entre 23-33 y a temperaturas de 19 a 29°C (Campos Williams y Fagoth, 2018).



Figura 1.5: Diferencia de coloración en los huevos durante el desarrollo de las larvas.

1.2.4 - Hábitat.

El hábitat natural de la especie se encuentra en estuarios, lagunas y otros hábitats costeros cercanos al mar. Esta se va desplazado a lo largo de su ciclo de vida desde zonas más próximas al mar hasta zonas de agua dulce, en busca de las condiciones adecuadas de temperatura y salinidad para poder pasar al siguiente paso de su desarrollo.

Los hábitats donde se desarrollan de mejor manera son las costas tropicales y templadas en lagunas costeras, desembocaduras de ríos o bahías. Se tratan de organismos que presentan tanto hábitos bentónicos (realiza sus funciones en el fondo) como nectónicos (nadan libremente sobre la columna de agua) (Campos Williams y Fagoth, 2018).

Aunque prefieren zonas costeras someras con fondos fangosos y fango-arcillosos, estos pueden adaptarse a una amplia variedad de condiciones ambientales que pueden ir desde aguas poco salinas a aguas hipersalinas, temperaturas que pueden ir desde los 3°C a los 35°C y desde profundidades que pueden ser someras hasta los 90 m de profundidad (Rodríguez y Montes, 2018).

Algunos de los factores que van a determinar su supervivencia son los siguientes: poca disponibilidad de alimento, depredación de otros organismos, acumulación de contaminantes en el sedimento, distribución de la salinidad, altas temperaturas y la disminución del oxígeno disuelto. Otros factores que influyen en su supervivencia son la existencia de eventos meteorológicos extremos como las sequías y las intensas precipitaciones, ya que pueden ocasionar la destrucción del hábitat.

1.2.5- Alimentación.

Esta especie presenta hábitos diurnos de alimentación, y pueden llegar a ingerir entre un 6 y un 10 % de su peso corporal al día. Son detritívoros, omnívoros y carroñeros. Presentan una dieta bastante variada la cual depende de factores como la época del año, la localidad y su estado fisiológico, pero normalmente se alimentan de gusanos, mejillones y caracoles acuático. También se alimentan de plantas que se encuentran entremezcladas con la arena y de desechos, ya que son necesarios para la formación de su caparazón (Campos Williams y Fagoth, 2018).

En cuanto a la alimentación de las larvas hay registrada muy poca información, pero se cree que una alimentación simultánea de fitoplancton y zooplancton, combinando materia vegetal y animal, favorece al desarrollo y supervivencia de las larvas (Millikin, 1984).

Por otra parte, Laughlin (1982) dividió a los ejemplares juveniles y adultos en tres rangos de edad en función de su tamaño (ancho del caparazón). Los más pequeños (<31 mm) se alimentaron de bivalvos, materia vegetal, ostrácodos y detritus. El segundo grupo (31 a 60 mm) se alimentaba de peces, gasterópodos, y cangrejos. Finalmente, el último grupo (>60 mm) se alimentaba de bivalvos, peces y cangrejos (Millikin, 1984).

Cuando se aproxima la época de muda dejan de alimentarse y comienzan a absorber agua hasta llegar al 70% de su peso corporal. Esto junto a la presión hidrostática y el movimiento muscular provocan la ruptura del caparazón. Los ejemplares presentan unas antenas que son capaces de captar las vibraciones de otros organismos (ya sean depredadores o presas), lo cual les hace más sensibles a la acción de los cebos o las carnadas y por lo tanto favorecen a su captura (Campos Williams y Fagoth, 2018).

1.3- Estadios y ciclo de vida.

El ciclo de vida de la jaiba se divide en cinco fases diferentes: huevo, primer estado larval (o zoea), segundo estado larval (o megalopa), juvenil y adulto. Las fases larvales tienen características planctónicas, los juveniles se desarrollan principalmente en zonas costeras y tienen hábitos bentónicos en aguas poco profundas. Finalmente, los ejemplares adultos pueden presentar hábitos tanto bentónicos como nectónicos (Campos Williams y Fagoth, 2018) (Figura 1.6).

Cuando las jaibas están fecundadas migran desde aguas someras hacia aguas marinas con una mayor salinidad para poder soltar sus huevos. Cuando estos han sido soltados flotan en la superficie del agua formando parte del zooplancton durante unos treinta días aproximadamente. Durante este periodo su primer estado larvario (zoea) tiene siete mudas, lo que le permite aumentar su tamaño en un 50%. Estas larvas tienen un milímetro de largo aproximadamente y consumen protistas y pequeños vegetales que encuentran en la corriente (Campos Williams y Fagoth, 2018).

Seguidamente las larvas zoea se transforman en megalopas durante un periodo que va desde los siete a los veinte días. Las larvas se distribuyen gracias a las corrientes hacia aguas protegidas donde los ejemplares juveniles de desarrollarán, mudarán en veintitrés ocasiones en el caso de ser hembras y veinticinco si es macho y se aproximan al hábitat costero. Cuando las jaibas alcanzan los cuatro meses de edad se dirigen a aguas salobres de los estuarios, donde alcanzarán su estado adulto. Se trata de una especie con un ciclo de vida corto (de aproximadamente 3 años) (Campos Williams y Fagoth, 2018).

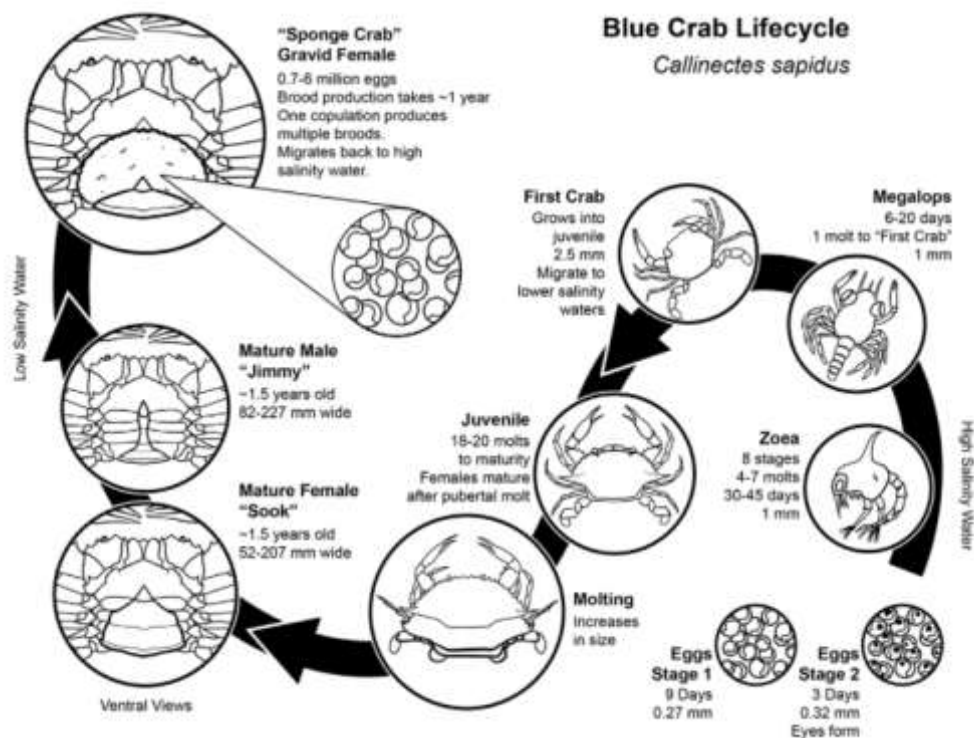


Figura 1.6: Ilustración del ciclo vital de *C. sapidus*. Fuente: (William Summy, 2016).

2. OBJETIVOS

El objetivo general de este trabajo fue analizar tanto la abundancia como la variación temporal de diferentes estadios del ciclo vital del cangrejo azul en las zonas de conexión entre la Albufera de Valencia y el mar. Para ello también se planteó:

- Estudiar la influencia de la temperatura y la salinidad en la abundancia y distribución de los distintos estadios de la especie.
- Comprobar si las compuertas de la gola influyen en la abundancia de los diferentes estadios, mediante el análisis de los datos recogidos en el interior y el exterior de la misma.
- Determinar los factores que influyen en la distribución espacial y temporal de los ejemplares adultos.
- Determinar la etapa reproductiva de *C. sapidus* mediante el análisis del índice gonadosomático (GSI) y la distribución temporal de los distintos estadios de maduración.

3. MATERIAL Y MÉTODOS

3.1- Descripción de la zona de estudio.

El área de estudio se encuentra en las zonas de interconexión entre el agua dulce de la Albufera y el agua salada del mar, para poder observar el desplazamiento de la especie a lo largo de su ciclo vital. La comunicación de la Albufera con el mar se lleva a cabo mediante tres canales o golas donde se controla el flujo de agua. Por eso los puntos de muestreo se sitúan antes y después de las compuertas de las golas, repartidos en 3 zonas diferentes las cuales corresponden a las golas situadas en los municipios de Puyol, Perellonet y el Perelló, como se puede observar en la Figura 3.2.

La Albufera se trata de un espacio natural situado en la provincia de Valencia, tiene unos 30 km de largo y comienza en la desembocadura del río Turia y termina en los acantilados alrededor del cabo Cullera. Esta es una laguna costera somera que se encuentra 10 km al sur de la ciudad de Valencia y ocupa una superficie de 23,94 km² y está rodeada de 223 km² de arrozales, se encuentra separada del mar por una estrecha barra litoral (restinga) arenosa con dunas estabilizadas por un bosque de pinos (Dehesa del Saler). La Albufera se encuentra conectada al mar mediante tres canales o golas donde se controla el flujo de agua para expulsar el excedente de agua salada al mar. Los aportes hídricos que llegan hasta la Albufera vienen de las acequias procedentes de los ríos Turia y Júcar (Morales, 2019).

Anteriormente su profundidad era desigual, de hasta 7 metros en algunas zonas y sus aguas eran puras y cristalinas. Sin embargo, debido a los aportes hídricos de las acequias y los vertidos incontrolados de aguas fecales, se ha producido un aumento de la materia orgánica y de los nutrientes del agua, lo cual ha provocado hipertrofia y la acumulación de materia orgánica en los sedimentos o tarquín de la Albufera (Mocholí, 2017). Actualmente tiene una profundidad de 1 metro y sus aguas han tomado un color verde, no solo por la suciedad, también por el crecimiento descontrolado de microalgas (Figura 3.1).



Figura 3.1: Fotografía aérea de la Albufera de Valencia. Fuente: albufera.valencia.es

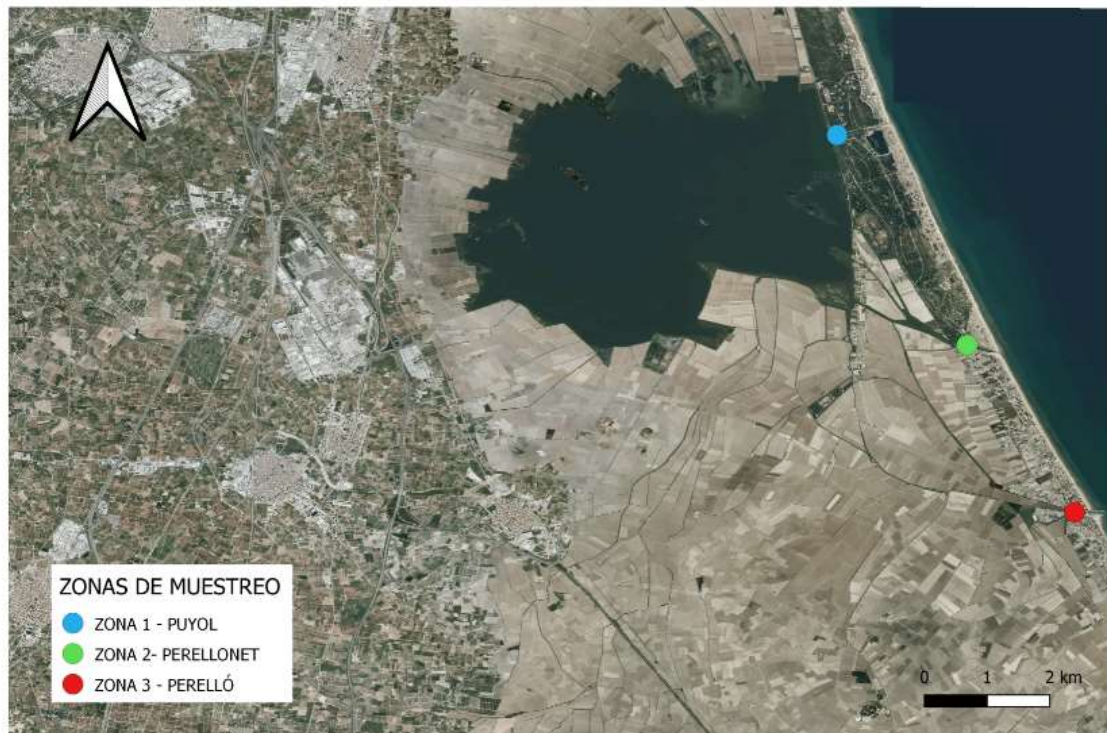


Figura 3.2: Localización de las tres zonas de muestreo. Fuente: Elaboración propia.

3.2- Muestreo.

Este estudio se compone de dos partes diferentes, el muestreo de juveniles y megalopas de *Callinectes sapidus* y el muestreo de ejemplares adultos de *C. sapidus*. Para muestrear megalopas (Figura 3.3) y juveniles (Figura 3.4 y Figura 3.5) se han empleado colectores. En estos los organismos se instalan en busca de refugio, cabe destacar que no solamente quedan retenidos ejemplares de *C. sapidus*, también podemos encontrar otros organismos, los cuales también se identifican y almacenan posteriormente. El muestreo de los adultos (Figura 3.6) se hace mediante trampas colocadas próximas a los colectores.



Figura 3.3: Ilustración de megalopa de *C. sapidus* (a) y fotografías utilizando dos iluminaciones: inferior (b) y superior (c). Fuente: (Kenneth Stuck et al, 2009).

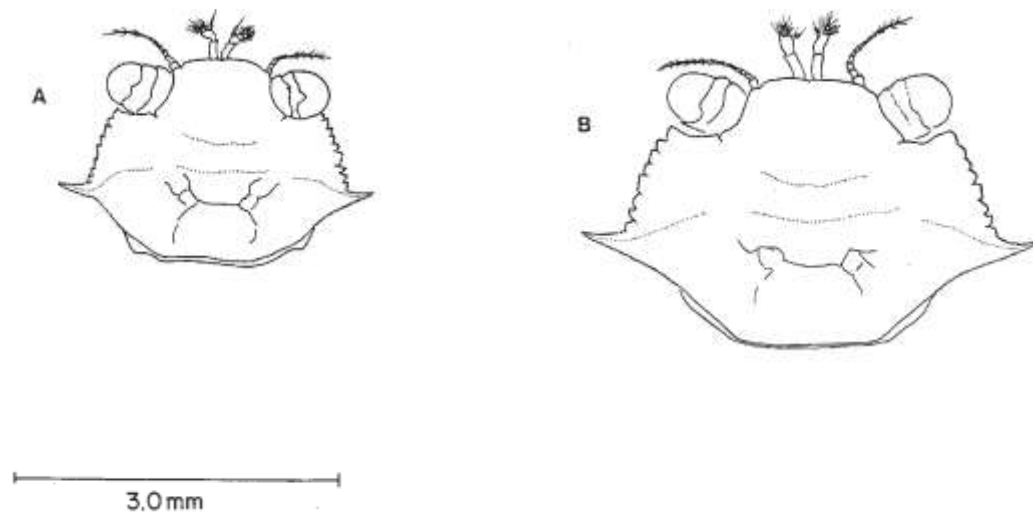


Figura 3.4: Ilustración de un ejemplar juvenil de *C. sapidus* en su primera y segunda etapa de juvenil. Fuente: (Kenneth Stuck et al, 2009).



Figura 3.5: Fotografía de un ejemplar juvenil de *C. sapidus*. Fuente: Elaboración propia.



Figura 3.6: Ilustración (izquierda) y fotografía (derecha) de un ejemplar adulto de *C. sapidus*.

3.2.1- Puntos de muestreo.

En total hay 9 puntos de muestreo repartidos en las 3 zonas de estudio, y estos se encuentran en los municipios de Puyol, el Perelló y el Perellonet. En cada una de estas zonas encontramos puntos que se encuentran tanto en el exterior como al interior de las compuertas de la gola, ya que esta es una zona de interconexión entre hábitats de agua salada y de agua dulce. En el punto del Perelló encontramos más puntos de muestreo ya que es el canal principal y además se tiene acceso al club náutico, una localización sin riesgo al vandalismo.

En el término municipal de Puyol encontramos dos puntos de muestreo, PU-E que se encuentra en el exterior y PU-I que se encuentra en el interior (Figura 3.7).

En el Perellonet hay dos puntos de muestreo uno que se encuentra en el exterior PT-E y otro en el interior PT-I (Figura 3.8).

En el Perelló se encuentran repartidos 5 puntos de muestreo, 4 se encuentran en el exterior y están localizados en el club náutico, 2 en el pantalán más próximo al mar, P-E-1B, P-E-1C y 2 en el que se encuentra más alejado P-E-7B Y P-E-7C, de esta manera se puede observar la influencia que tiene la proximidad al mar y finalmente hay 1 punto de muestreo que se encuentra en el interior P-I (Figura 3.9).

En la tabla 3.1 se resumen todos los puntos de muestreo, su localización y nomenclatura. Las abreviaturas PU, PT y P hacen referencia a los municipios de Puyol, Perellonet y Perelló respectivamente, y las letras I y E hacen referencia al interior y el exterior de las compuertas de las golas. Por último, en los puntos situados en el exterior del Perelló aparece al final un 1 o 7 que hace referencia al pantalán, siendo el 1 el más próximo al mar y el 7 el que se encuentra más alejado y una B o C que indica si se encuentra en el borde o en el canal de los pantalanes.

Tabla 3.1: Códigos de los distintos puntos situados en las tres zonas de muestreo.

Zona	Municipio	Localización	Código
1	Puyol	Interior	PU-I
		Exterior	PU-E
2	Perellonet	Interior	PT-I
		Exterior	PT-E
3	Perelló	Interior	P-I
		Exterior	P-E-1B
			P-E-1C
			P-E-7B
			P-E-7C



Figura 3.7: ZONA 1: Localización de los colectores de la gola de Puyol. Fuente: Elaboración propia.



Figura 3.8: ZONA 2: Localización de los colectores en la gola del Perellonet. Fuente: elaboración propia.



Figura 3.9: ZONA 3: Localización de los colectores en la gola de Puyol. Fuente: Elaboración propia.

3.2.2- Metodología para la obtención de muestras.

En cada uno de los puntos de muestreo se encuentra un colector (Figura 3.10 y Figura 3.12), que se encuentra permanentemente instalado y se revisa semanalmente y una trampa que se coloca durante 24 horas cada 7 días (Figura 3.11). Los colectores se utilizan para muestrear los ejemplares juveniles y megalopas de *C. sapidus* y estos se tratan de borlas de baño de red de nylon (Figura 3.12), las cuales se asemejan a poblaciones de algas. Estos se deben de ubicar en lugares poco transitados y tienen que camuflarse lo mejor posible al entorno para evitar actos vandálicos, se encuentran atados mediante una cuerda en la superficie y, para que estos se hundan al fondo, tienen atado a la propia esponja un plomo de pesca, el objetivo es que el plomo llegue a tocar el fondo y la borla se quede flotando a unos 10 centímetros (Figura 3.10).

Los puntos de muestreo se revisan una vez a la semana. Al llegar al punto lo primero que se realiza es la medición de la salinidad y la temperatura y seguidamente el procesamiento del colector y la trampa. La medición de la salinidad y la temperatura se hace mediante un conductímetro y se realiza una medición por cada punto a la profundidad donde se encuentra el colector y la trampa. Estos datos los anotamos en la libreta de campo.

En los colectores se pueden encontrar los ejemplares juveniles y megalopas junto a otros organismos como anfípodos y gasterópodos. Para poder obtener todo el contenido de los mismos se tienen que procesar por un tamiz con luz de malla de 500 μm . En primer lugar, se tienen que sacar lo más rápido posible del agua para que se pierda la menor cantidad de muestra, después se dan con el colector golpecitos sobre el tamiz en la parte de arriba y este debe de estar inclinado para asegurarnos de observar todos los organismos que van saliendo del colector.

Este proceso se debe de realizar en todos los lados de la esponja para asegurarnos de extraer toda la muestra. Finalmente observamos el tamiz y mediante una cucharilla extraemos todos los organismos que veamos, estos se tienen que depositar en botes de cristal correctamente etiquetados con el nombre del punto de muestreo. Es importante, si se va a tardar en procesar las muestras, poner en los botes un poco de solución alcohólica al 70%.

En las trampas es donde se atrapan los ejemplares mayores dimensiones que los anteriores, en el caso de haber un ejemplar se tienen que plegar con cuidado. Los ejemplares capturados se mantienen dentro de la trampa para facilitar su manejo hasta volver al laboratorio, donde se congelan y se etiquetan para su posterior procesamiento.

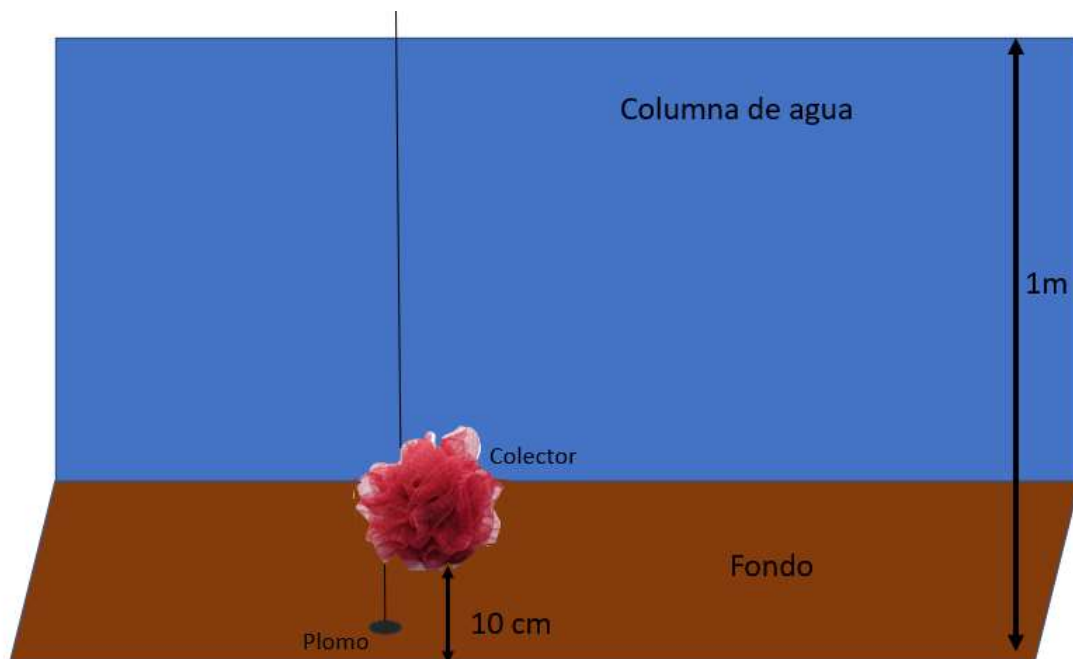


Figura 3.10: Esquema de un colector instalado. Fuente: Elaboración propia.



Figura 3.11: Trampas utilizadas.



Figura 3.12: Fotografía del colector.

3.2.3- Periodo y frecuencia del muestreo.

La recolección de las muestras se realiza una vez cada 7 días, aunque cabe destacar que en algunas ocasiones no ha sido posible y se han realizado cada 6 u 8 días. Los muestreos de megalopas y juveniles mediante los colectores y el de adultos mediante trampas empezaron simultáneamente, se han realizado desde el 13/08/2020 en el municipio del Perelló en los puntos P-E-1B y P-E-7B. Sin embargo, en el Perelló los puntos se ampliaron situando 2 más en el exterior a partir del 21/01/2021 y uno en el interior a partir del 19/02/2021. En el Perellonet y Puyol se empezó a muestrear el 19/02/2021 (Tabla 3.1). Sin embargo, ha habido periodos en los cuales ha sido imposible muestrear, en los periodos del; 21/10/2020 al 12/11/2020 y 09/12/2020 al 12/01/2021.

Tabla 3.2: Fecha de inicio y fin de los muestreos en cada uno de los puntos.

Municipio	Puntos	Inicio	Fin
Perelló	P-I	19/02/2021	12/08/2021
	P-E-1B	13/08/2020	12/08/2021
	P-E-1C	21/01/2021	12/08/2021
	P-E-7B	13/08/2020	12/08/2021
	P-E-7C	21/01/2021	12/08/2021
Perellonet	PT-I	19/02/2021	12/08/2021
	PT-E	19/02/2021	12/08/2021
Puyol	PU-I	19/02/2021	12/08/2021
	PU-E	19/02/2021	12/08/2021

3.3- Procesado en el laboratorio.

El procesamiento de las muestras procedentes de los colectores y trampas en el laboratorio se realiza de manera diferente. En cuanto al procesamiento de las muestras procedentes de los colectores, se busca identificar taxonómicamente de la manera más precisa posible los organismos presentes en la muestra y conservarlos y almacenarlos correctamente en viales Eppendorf. En cambio, en cuanto al procesamiento de los adultos provenientes de las trampas, estos se almacenan y etiquetan y posteriormente se le mide parámetros como el peso, ancho del caparazón (AC), sexo y estado de madurez en el caso de las hembras y por último el índice gonadosomático, más conocido por sus siglas en inglés (GSI).

3.3.1- Análisis de las muestras procedentes de los colectores.

Antes de empezar a analizar el contenido de los recipientes hay que observar el estado de la muestra, ya que en algunas ocasiones estas pueden presentar un gran contenido de sustrato o restos vegetales, los cuales pueden entorpecer la extracción de los ejemplares. En el caso de que el sustrato no sea muy abundante basta con disolver el contenido de la muestra con una solución de alcohol al 70%, ya que de esta manera se ve claramente cuál es el contenido. Sin embargo, cuando la cantidad es mayor se vierte el contenido del frasco en un tamiz con luz de maya de 500 μm , para asegurarnos de que se no se pierde el contenido de la muestra, de esta manera se pueden observar los distintos organismos presentes en la misma.

Seguidamente, se deben de extraer los organismos que se encuentran en los recipientes y colocarlos en las placas petri. Después estas se observan en un estereoscopio para poder examinar detalladamente a los distintos ejemplares y clasificarlos taxonómicamente.

Los individuos de cada especie se deben de guardar y etiquetar por separado en viales Eppendorf (Figura 3.13). La conservación de los organismos se hace mediante una solución de alcohol al 70%. En el caso de que en la muestra encontremos ejemplares juveniles de *C. sapidus* antes de conservarlos, se mide el ancho del caparazón (AC) mediante un calibre.



Figura 3.13: Organismos que se encuentran más frecuentemente en los colectores: *C. sapidus*, Isopoda, Amphipoda y Odonata (de izquierda a derecha).

3.3.2- Procesamiento de los ejemplares adultos.

Los ejemplares adultos que se encuentran en las trampas, al llegar al laboratorio se almacenan y conservan en el congelador dentro de las mismas. Cuando pasan unos días y es seguro manipular a los ejemplares estos se sacan del refrigerador y se guardan en bolsas de congelado donde aparece la siguiente información: Fecha y punto de muestreo. Estos una vez clasificados se vuelven a introducir en el congelador.

A estos ejemplares se les mide el ancho del caparazón (AC), se indica su sexo, se les pesa, se indica su estado de maduración en el caso de las hembras y la fecha y el punto del que proceden.

Para poder medir el ancho del caparazón utilizamos una regla o calibre si las dimensiones lo permiten y el peso lo tomamos mediante un granatario.

Por último, se calcula el índice gonadosomático (GSI), este es el cálculo de la proporción entre el peso de las gónadas y el peso total del organismo, la fórmula es la siguiente según Carvalho-Saucedo *et al*, (2015) (Figura 3.14).

$$GSI = \frac{\text{Peso seco de las gónadas}}{\text{Peso seco del animal}} \times 100$$

Figura 3.14: Formula del GSI.

En el caso de las hembras tienen dos gónadas que juntas adoptan forma de H (Figura 3.15), comienza su desarrollo en la parte dorsal de la cavidad torácica, con dos anteriores lóbulos estrechamente asociados al hepatopáncreas. Durante el desarrollo gonadal se puede observar un aumento significativo en el tamaño de la gónada y al llegar a la madurez cambia de amarillo pálido a naranja profundo.

En cambio, las gónadas de los machos se caracterizan por un par de testículos blanquecinos, que al igual que las hembras se localizan en la parte dorsal de la cavidad torácica, con dos lóbulos anteriores estrechamente asociados con el hepatopáncreas (Figura 3.16). Cuando llegan a la madurez los testículos pasan de una coloración blanquecina a un color rosa intenso (Carvalho-Saucedo et al, 2015) (Figura 3.16).

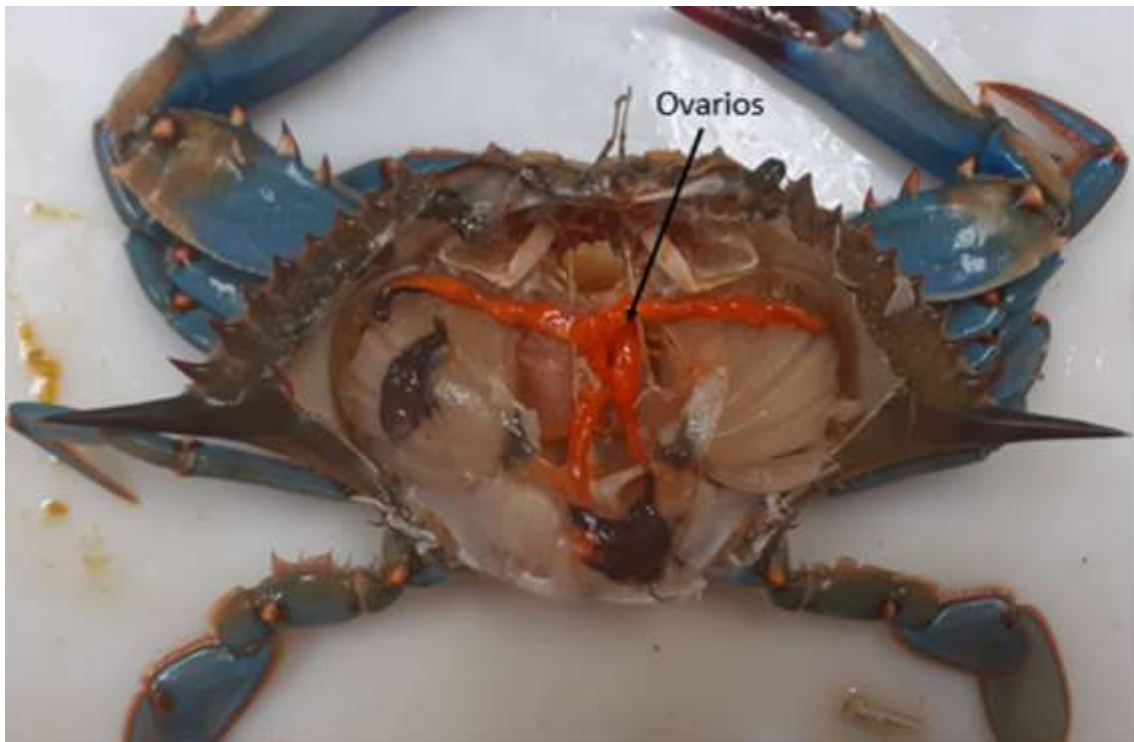


Figura 3.15: Fotografía de las gónadas de una hembra de *C. sapidus*.

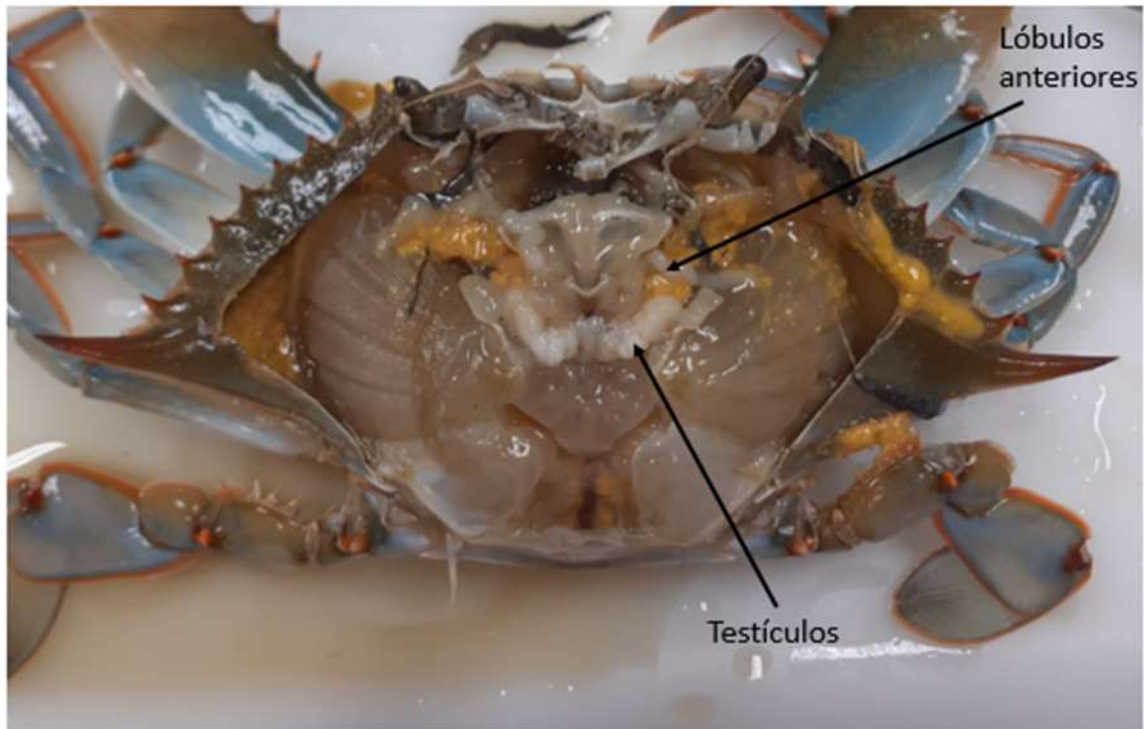


Figura 3.16: Fotografía de las gónadas de un macho de *C. sapidus*

El procedimiento en el laboratorio para obtener el GSI en el caso de que sean hembras o machos es diferente. En ambos casos se tiene que abrir la parte superior del caparazón para que queden al descubierto las gónadas y poder extraerlas, quedando al descubierto la anatomía interna del ejemplar (Figura 3.17 y Figura 3.18)

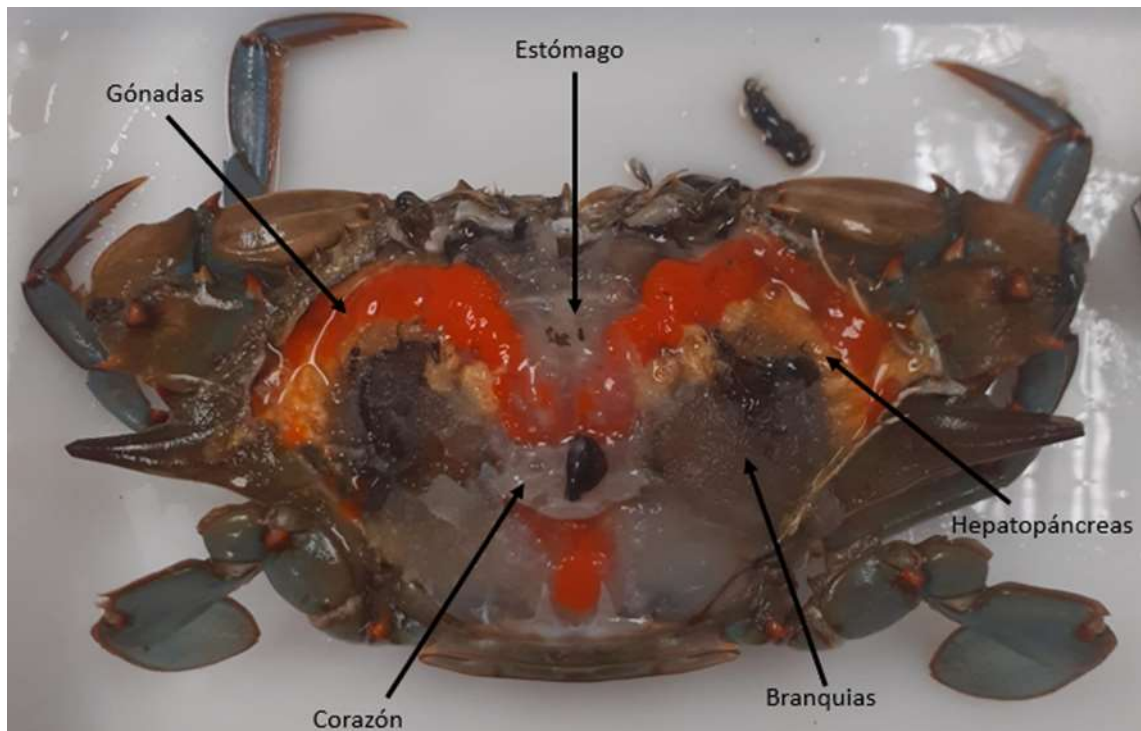


Figura 3.17: Morfología interna de una hembra de *C. sapidus*.

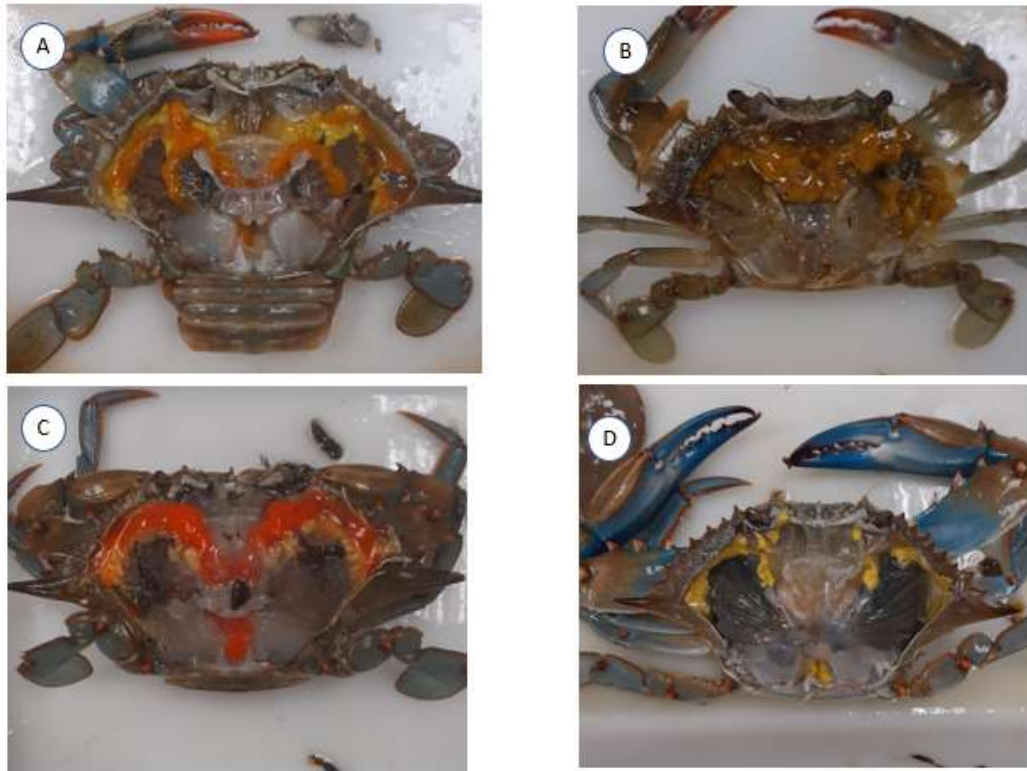


Figura 3.18: Fotografía de la parte interna del cefalotórax de una hembra ovígera (a), inmadura (b), madura (c) y de un macho (d).

Una vez están abiertos se les extraen las gónadas con una cucharilla o con unas pinzas, siguiendo el proceso representado en la Figura 3.19.

1- En primer lugar, se deben de descongelar a los ejemplares. Para ello se han sumergido en agua tibia durante un mínimo de 15 minutos aproximadamente. Es importante una vez estén descongelados hacerles una foto ventral y dorsal, poniendo una etiqueta en la misma foto que indica el día de muestreo y de donde proceden.

2- Para poder abrir el caparazón se han utilizado unas tijeras de punta y se ha recortado empezando desde uno de los dos ojos y siguiendo lo más cerca posible del borde del caparazón, seguidamente se realiza lo mismo empezando desde el otro ojo hasta cerrar el círculo. Al retirar esta especie de cáscara lo primero que se observa es una membrana que se encuentra por encima de los órganos internos.

3- Una vez está el cefalotórax abierto se debe de extraer la membrana que se encuentra en la superficie. Es muy importante que este paso se realice con cuidado ya que pueden quedar pegados órganos internos del ejemplar, entre ellos sus gónadas. Para esto se utilizan las pinzas.

4- Por último, cuando ya se tiene acceso a las gónadas las extraemos con unas pinzas. Es importante intentar sacarlas lo más íntegras posible y que no se encuentren mezcladas con otros órganos, ya que esto puede modificar el resultado final.

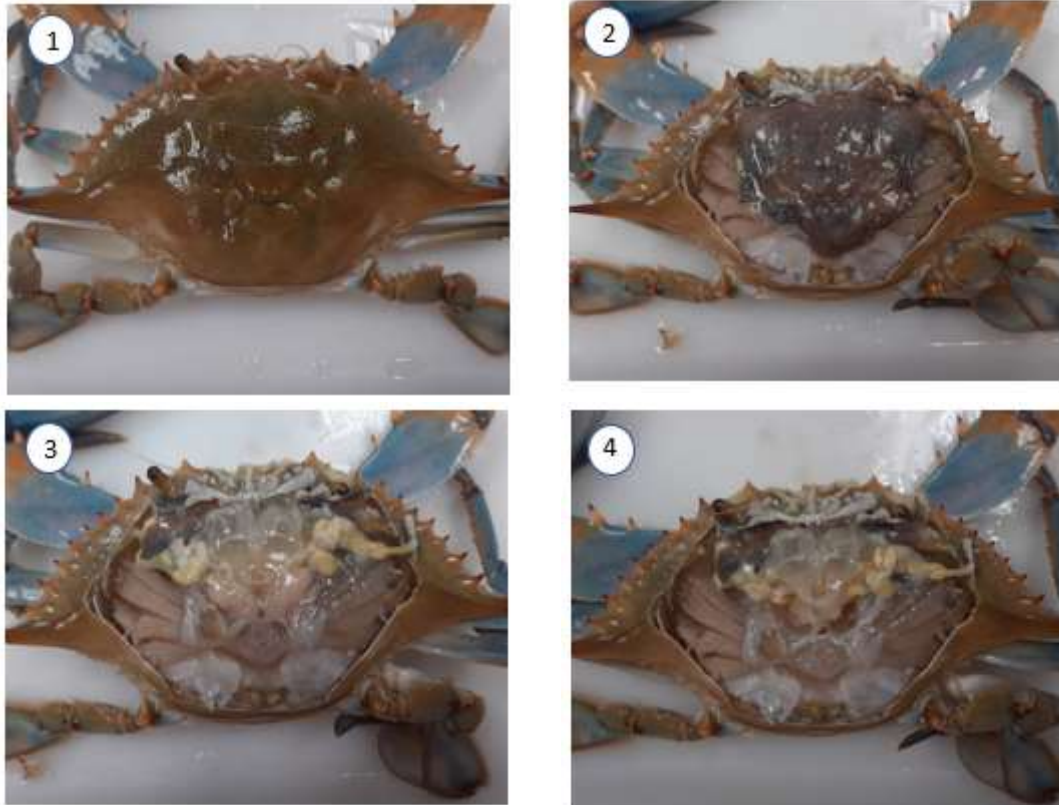


Figura 3.19: Proceso de extracción de las gónadas de un macho de *C. sapidus*.

Cuando ya hemos extraído la mayor parte posible de las gónadas se colocan en una placa Petri y se mide el peso en una balanza analítica. A continuación, con el peso de las gónadas medido simplemente se toma la medida del peso total hecha anteriormente y se aplica la fórmula del GSI (Figura 3.14).

Según Loran (1993) se pueden clasificar a los individuos según los estadios de maduración basándose en una observación macroscópica, teniendo en cuenta la tabla 3.3.

Tabla 3.3: Descripción de los distintos estadios de maduración de *C. sapidus*.

Fuente: Loran, et al 2015.

Estadios de maduración	Descripción
Estadio 0	<p>En este estadio se presentan aquellos que puedan estar en etapa de desarrollo conocidos como juveniles o bien también están incluidos los adultos inmaduros.</p> <p>Tanto en hembras como en machos el sistema reproductor es difícil de distinguir ya que es transparente.</p>
Estadio 1	<p>Los ovarios tienen un aspecto rugoso y son de color blanquecino, en cambio en cuanto a los machos, los testículos y los conductos espermáticos presentan una coloración blanquecina.</p>
Estadio 2	<p>Los ovarios aumentan de grosor y se manifiestan de color rosado brillante (Figura 3.22), los oviductos se encuentran de color rosa en la porción proximal y de color crema en el resto. En cuanto a los machos los testículos toman una coloración rosada y los conductos espermáticos un color amarillo canario y verde (Figura 3.20).</p>
Estadio 3	<p>El color de los oviductos es anaranjado brillante y la masa ovular ocupa una gran parte de la cavidad posterior del cefalotórax (Figura 3.21), los óvulos están próximos de ser expulsados. Cuando las hembras se encuentran en este estadio las consideramos maduras.</p>
Estadio 4	<p>Este estado corresponde a las hembras ovígeras, los óvulos han sido expulsados y los huevos se encuentran adheridos a los pleópodos, formando una masa conocida comúnmente como "esponja"</p>



Figura 3.20: Maduración de las gónadas de un macho de *C. sapidus*. (Estadio 2 y 3 de izquierda a derecha).



Figura 3.21: Maduración de las gónadas de una hembra de *C. sapidus* (Estadio 2 y 3 de izquierda a derecha).



Figura 3.22: Diferencia de coloración de los ovarios de una hembra en estadio de maduración 1 y 2 (de izquierda a derecha).

4. RESULTADOS.

4.1- Variables físico químicas.

En la Figura 4.1 se muestran los datos de salinidad y temperatura de los puntos situados en el Perelló. Los valores más elevados de salinidad en el exterior de las compuertas se deben a que esta zona se encuentra directamente en contacto con el mar. Sin embargo, se trata de un parámetro que varía mucho en función del tiempo, teniendo su mínimo en valores en torno a 0.5 y 1 y su máximo en valores en torno 36 y 37.

En cambio, la temperatura, es un parámetro que muestra una clara tendencia a lo largo del ciclo anual muy ligado a los cambios de temperatura atmosférica. Los valores registrados en los dos puntos situados en el borde de los pantalanés (P-E-1B) y (P-E-7B) presentan unos gráficos muy similares, al igual que los dos puntos situados en el canal (P-E-1C) y (P-E-7C). Sin embargo, el punto situado en el interior (P-I) presenta una salinidad mucho menor y constante, así como una temperatura ligeramente más elevada (Figura 4.1).

En cuanto a las zonas de muestreo correspondientes a las golas del Perellonet y Puyol, tienen unos valores de temperatura muy similares y su salinidad en el exterior es mucho más pequeña respecto al Perelló. A diferencia del Perelló no hay una diferencia tan notoria respecto los datos de salinidad entre el interior y el exterior, siendo los del exterior un poco más elevados. En las dos zonas encontramos un pico en la salinidad correspondiente al mes de abril (Figura 4.2 y Figura 4.3).

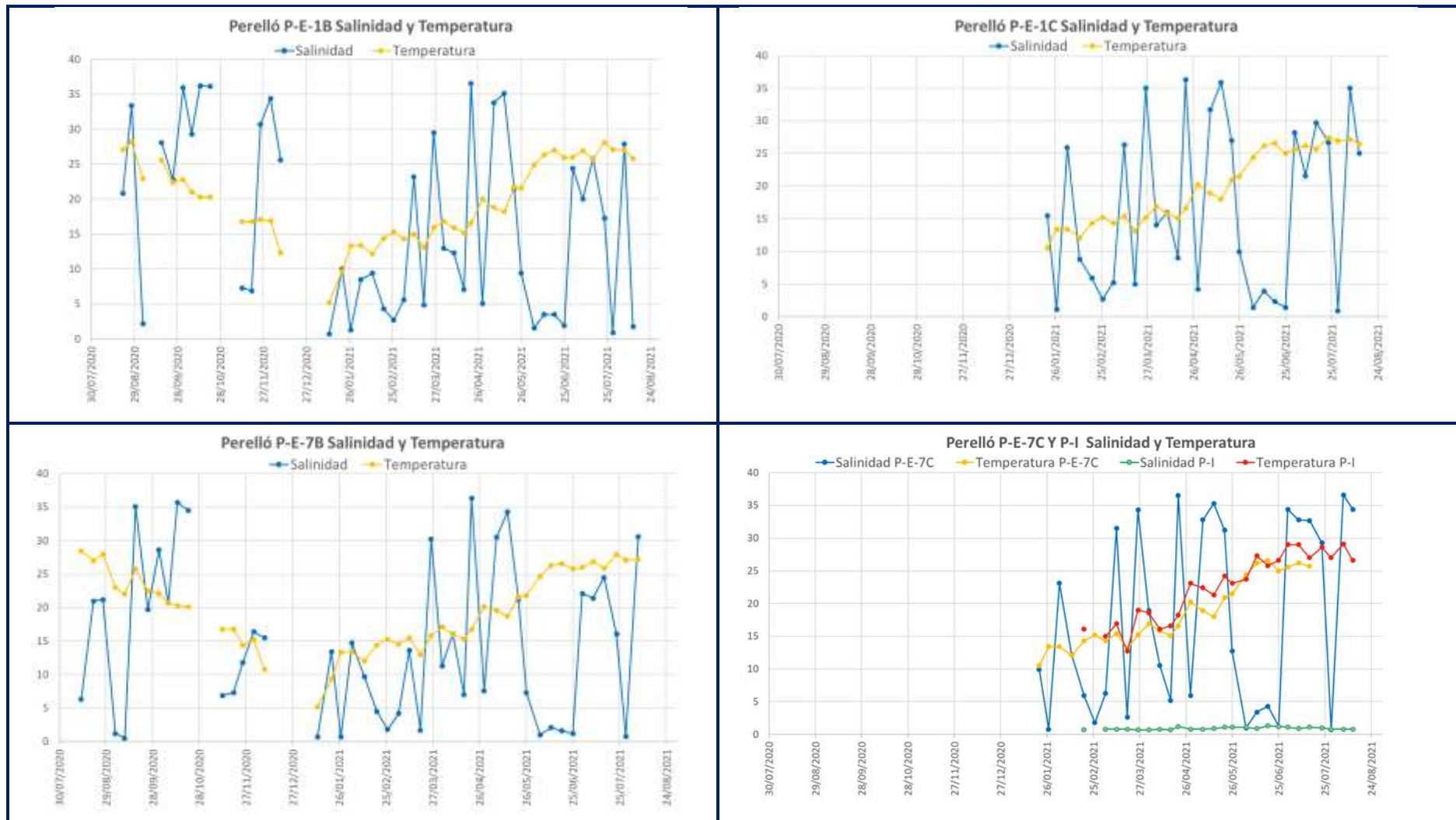


Figura 4.1: Salinidad y temperatura (C°) de los 5 puntos de muestreo del Perelló.

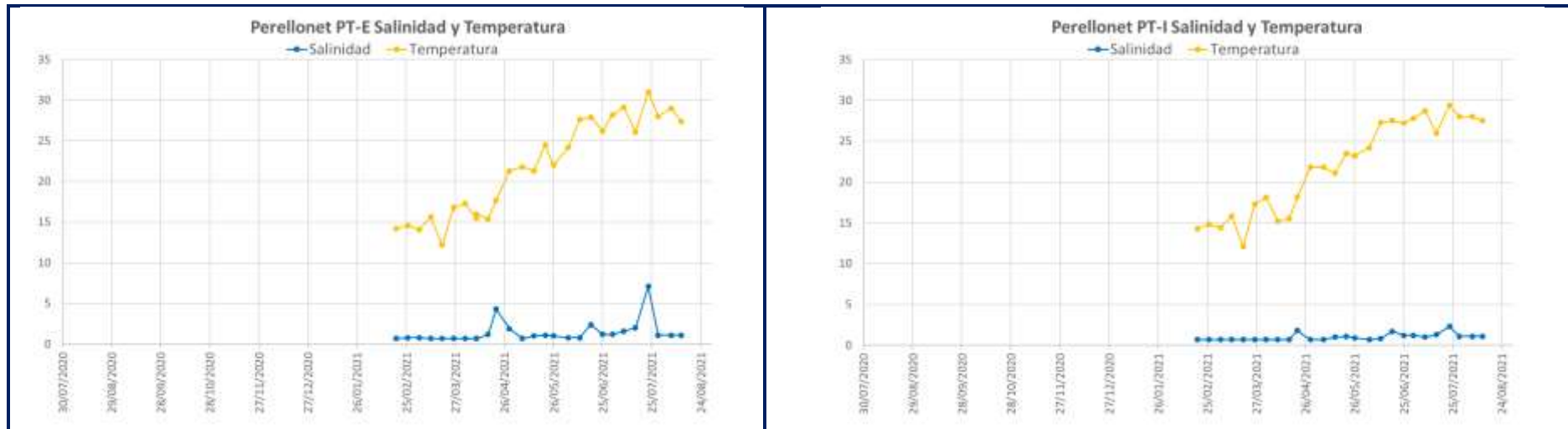


Figura 4.2: Salinidad y temperatura (°C) en los 2 puntos de muestreo del Perellonet.

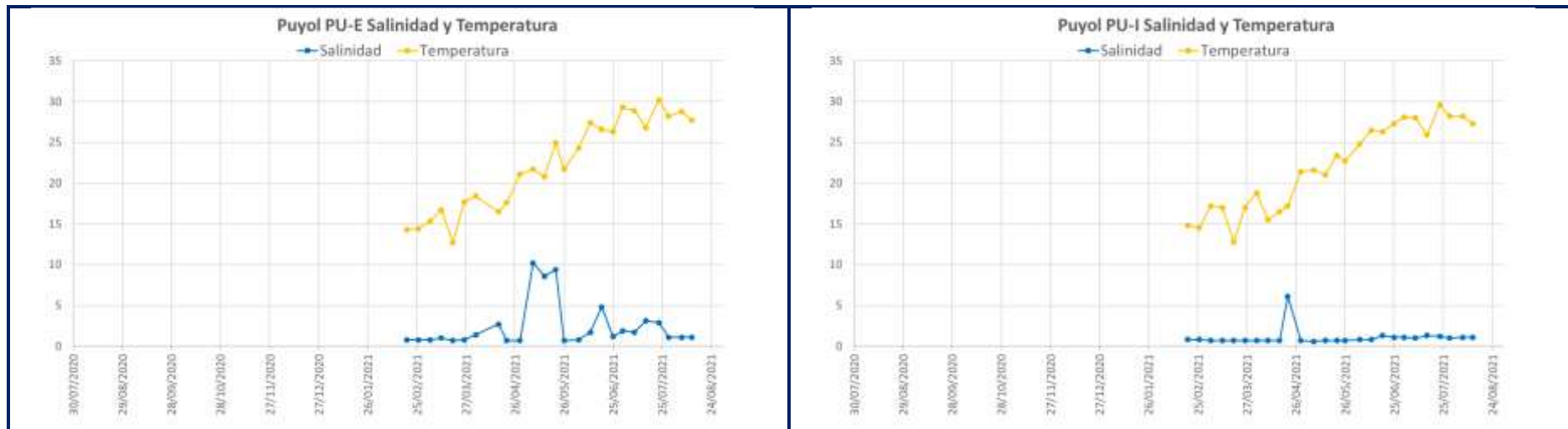


Figura 4.3: Salinidad y temperatura (°C) en los 2 puntos de muestreo de Puyol.

4.2- Megalopas y juveniles.

En los únicos puntos donde se han registrado datos de megalopas son los situados en la zona exterior de la compuerta del Perelló, en la orilla de los pantalanos 1 y 7, P-E-1B y P-E-7B, como se puede observar en la Figura 4.4. Esto puede deberse a que son los únicos puntos que fueron muestreados en agosto, septiembre y octubre de 2020.

Cabe destacar que no se han encontrado ejemplares juveniles ni megalopas en ninguno de los puntos situados en las golas del Perellonet y Puyol, por este motivo no se han presentado los gráficos de los puntos localizados en estas dos zonas de muestreo.

En cuanto a los ejemplares juveniles se puede decir a rasgos generales que han sido más abundantes durante los meses de verano-otoño y escasos en invierno-primavera.

El punto donde se han muestreado más ejemplares juveniles con una notoria diferencia ha sido en el punto P-E-7B, situado en el exterior de las compuertas del Perelló. Dentro de estos puntos situados dentro del club náutico, se han encontrado más ejemplares en los puntos localizados en el borde de los pantalanos, P-E-1B y P-E-7B.

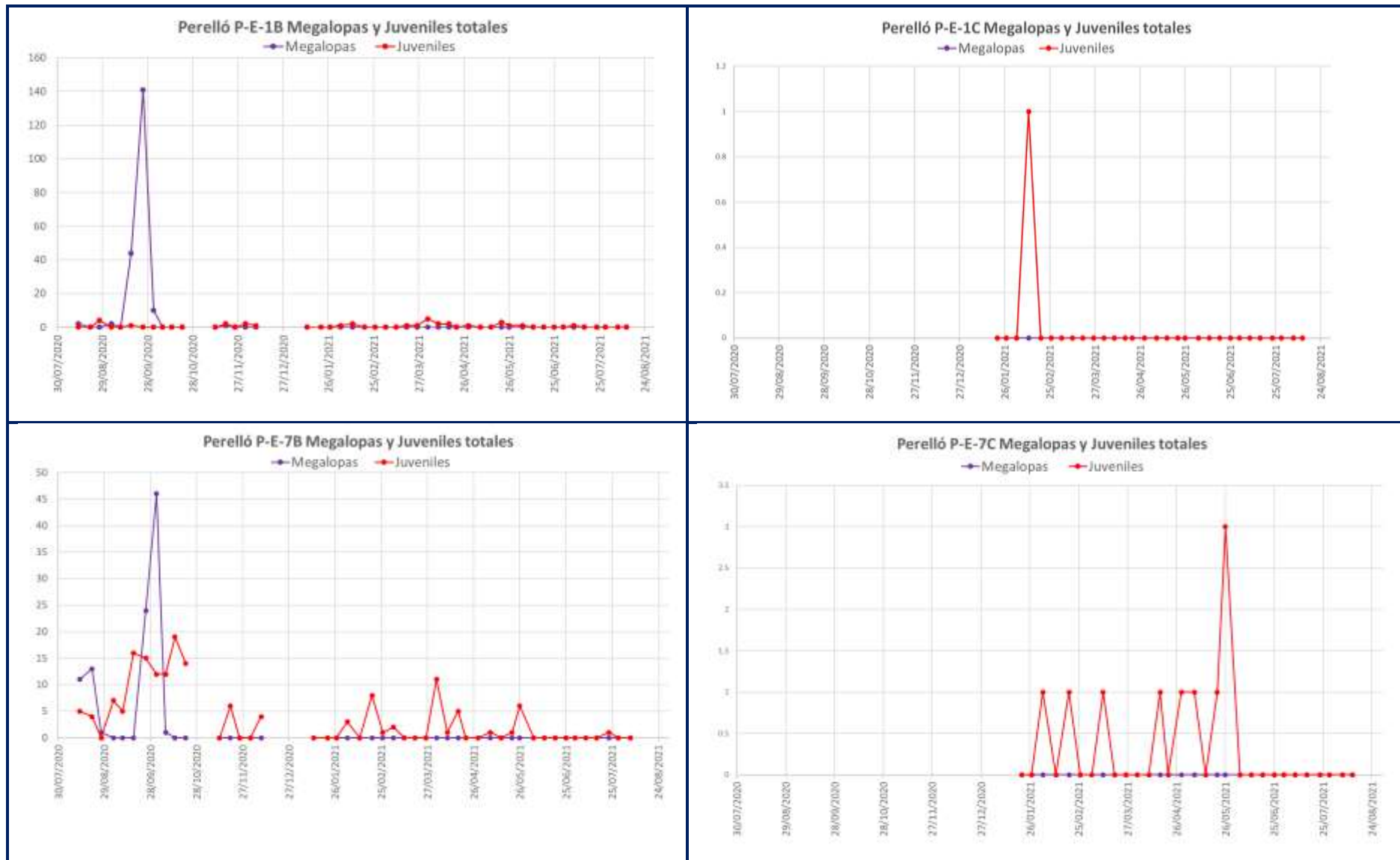


Figura 4.4: Megalopas y juveniles en los 5 puntos de muestreo del Perelló.

4.3- Ejemplares adultos.

Con el fin de analizar todos los datos procedentes de los ejemplares adultos, estos se han dividido en cuatro apartados: Número de adultos totales, abundancia y proporción de sexos en el interior y el exterior, distribución según el ancho de su caparazón y por el último el GSI/Estadios de maduración.

4.3.1- Adultos totales.

La abundancia de adultos ha sido similar en cada uno de los puntos de muestreo, siendo ligeramente más abundantes en los puntos localizados en las compuertas del Perelló. En cada una de las tres zonas se han encontrado más ejemplares en los puntos situados en el exterior. Se puede observar que los meses donde se han encontrado más ejemplares son los meses de febrero, mayo, junio y julio (Figura 4.6, Figura 4.7 y Figura 4.8).

4.3.2- Abundancia y proporción de sexos en el interior y el exterior.

Para su análisis, los cangrejos adultos fueron agrupados en organismos capturados en el interior y exterior de las compuertas de las 3 golas. Además, han sido divididos en las siguientes categorías:

- Machos (M).
- Hembras maduras (H).
- Hembras inmaduras (HI).
- Hembras ovígeras (HO).
- No determinados (ND).

Los no determinados son aquellos que, por problemas de organización en los congeladores del laboratorio, perdieron su identificación y por lo tanto, no se les ha podido asignar el sexo a un punto de muestreo concreto.

Cabe destacar que en el exterior se han encontrado muchos más ejemplares que en el interior, los meses donde se han encontrado más han sido: febrero, abril, mayo, junio y julio, tanto en el exterior como en el interior (Figura 4.9). Sin embargo, una de las cosas que se deben de tener en cuenta es que el muestreo empezó antes en el exterior y el número de trampas instaladas han sido muchas más que en el interior. También es interesante señalar que las hembras ovígeras aparecen en los meses de mayo, junio, julio y agosto mayoritariamente en el exterior de las compuertas. Al observar la Figura 4.9 comprobamos que tan solo se ha encontrado una hembra ovígera en el interior. Además, la proporción de hembras totales (H+HI+HO) es mayor que la proporción de machos, tanto en el exterior como en el interior.

Para poder comparar los datos de abundancia a lo largo de los meses entre el interior y exterior de las compuertas, fue necesario estandarizarlos teniendo cuenta el esfuerzo pesquero realizado (número de trampas y días muestreados por mes). Se calcularon las capturas por unidad de esfuerzo (CPUE) dividiendo el total de los ejemplares capturados en un mes entre las trampas instaladas en el exterior o el interior, y el número de días en los que se ha muestreado en dicho mes (Figura 4.5).

$$CPUE = \frac{\text{Ejemplares capturados en el mes}}{\text{Trampas instaladas (I o E) * días de muestreo}}$$

Figura 4.5: Fórmula del CPUE.

Observando los gráficos (Figura 4.11) encontramos que la abundancia de ejemplares adultos en el interior y en el exterior es más similar. El mes donde la abundancia fue mayor fue febrero en el exterior, mientras que en el interior fue junio.

4.3.3- Distribución según el ancho del caparazón (AC).

Se han clasificado a los ejemplares según su ancho del caparazón, teniendo en cuenta los siguientes intervalos (Tabla 4.1).

Tabla 4.1: Intervalos utilizados para clasificar a los ejemplares adultos en función del ancho del caparazón (AC). Fuente: (Mocholí, 2017)

Intervalos	Ancho del caparazón (mm)
1	<80
2	81-100
3	101-120
4	121-140
5	141-160
6	161-180
7	181-200
8	>200

Se ha estimado el porcentaje de cada una de estas tallas para el conjunto de los individuos capturados en el interior y en el exterior de las compuertas

En las dos zonas la talla más abundante está localizada en el intervalo 141-160.

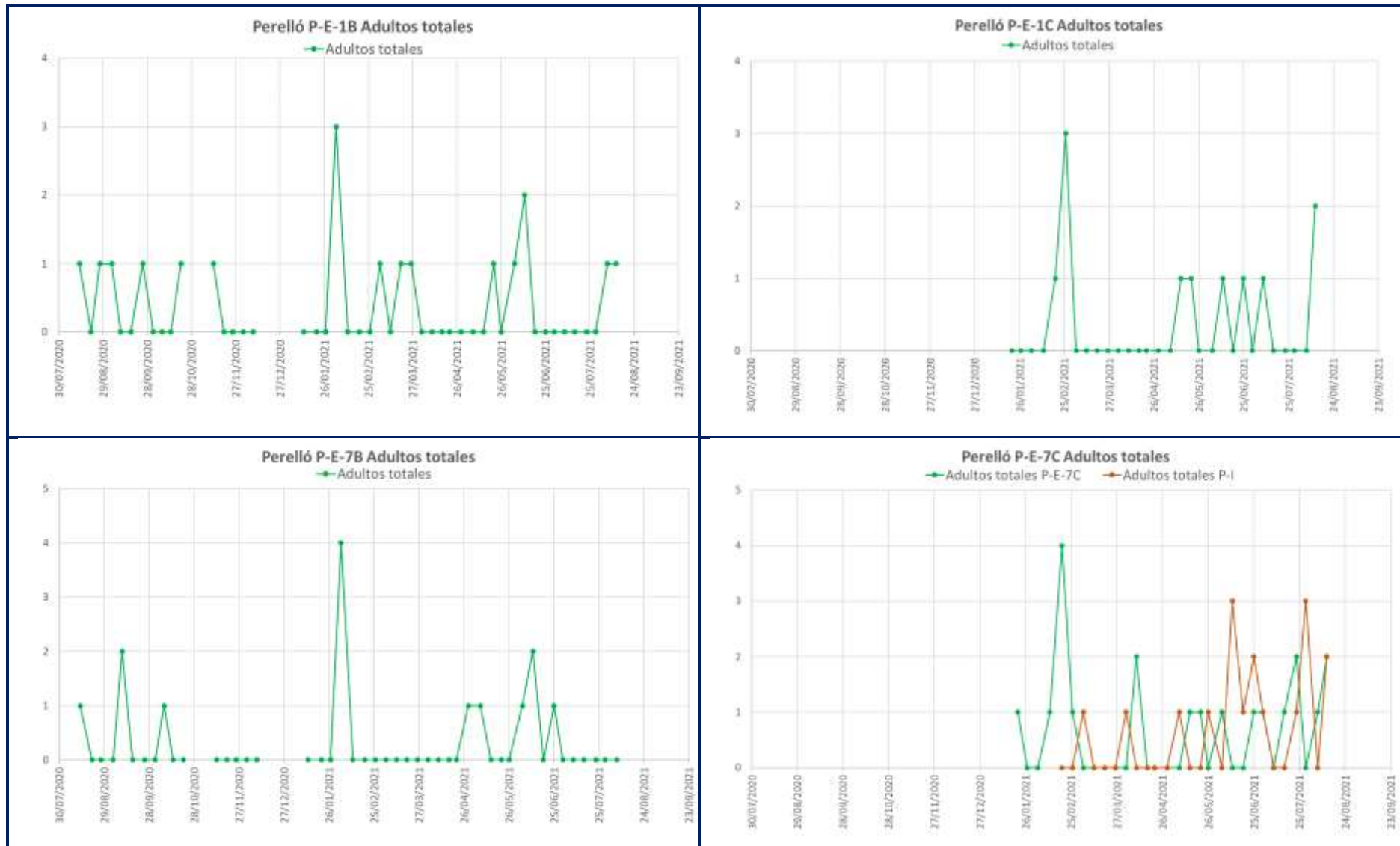


Figura 4.6: Adultos totales en los 5 puntos de muestreo del Perelló.

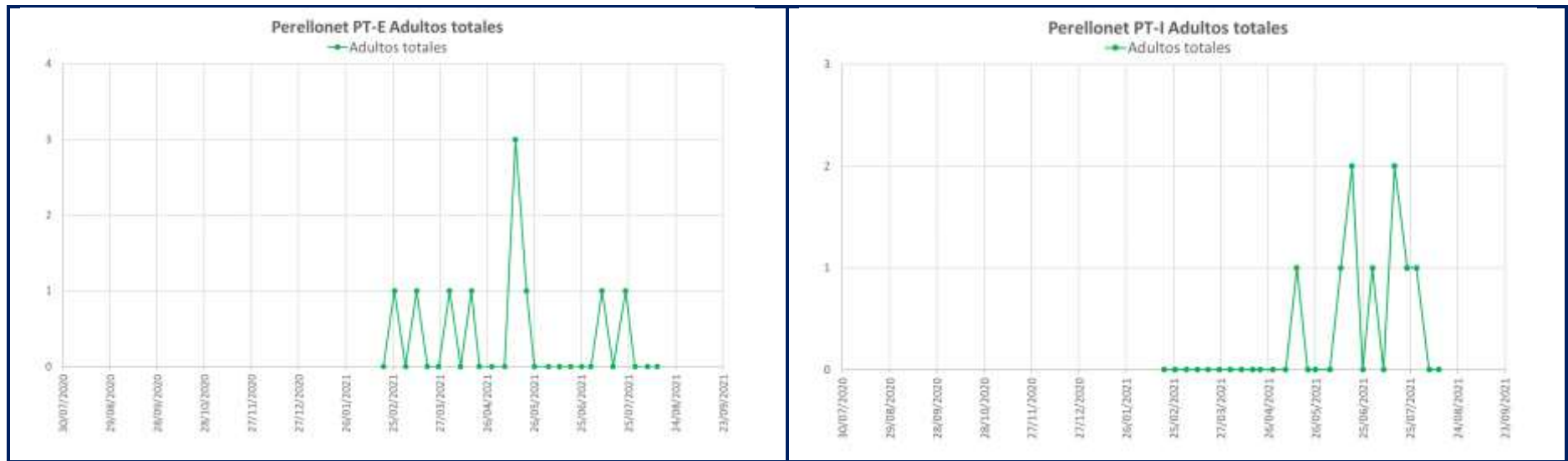


Figura 4.7: Adultos totales en los 2 puntos de muestreo del Perellonet.

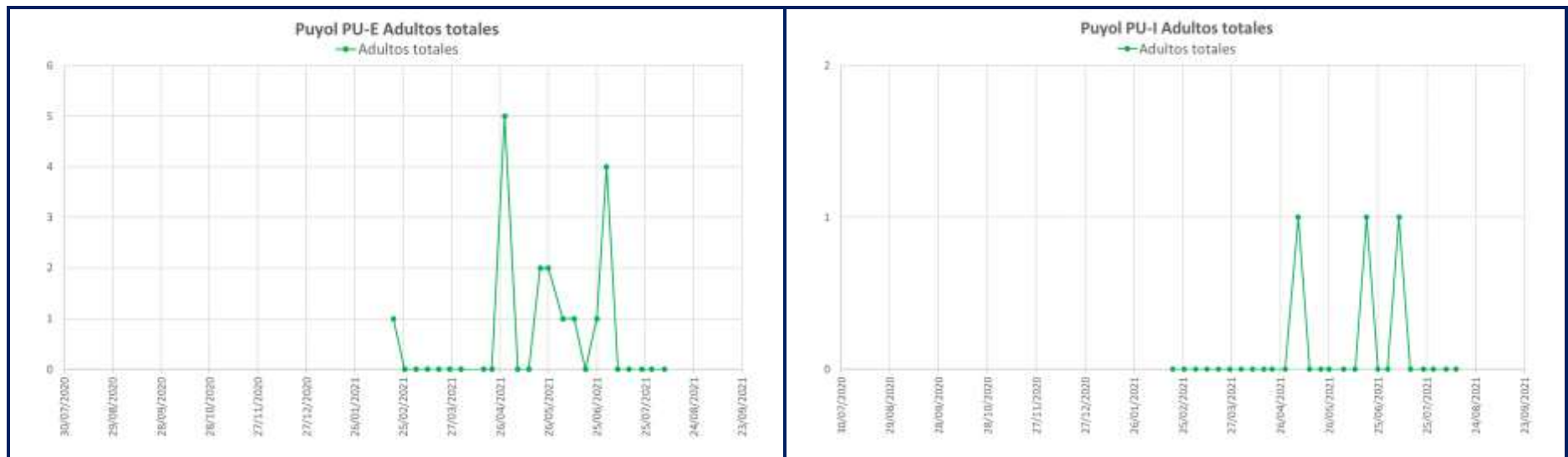


Figura 4.8: Adultos totales en los 2 puntos de muestreo de Puyol.

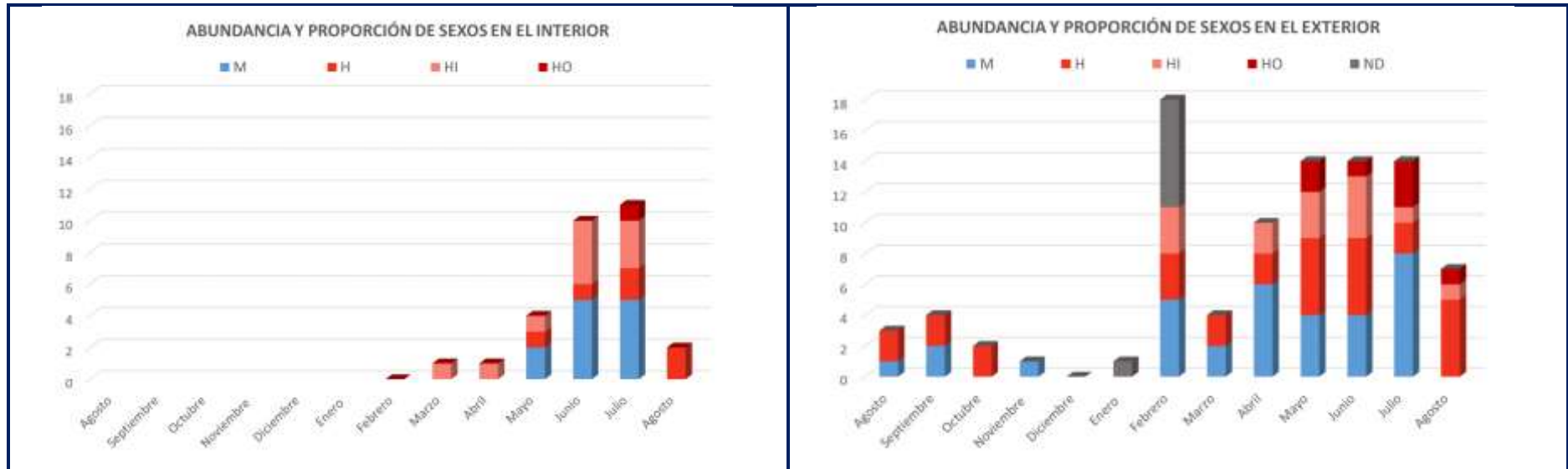


Figura 4.9: Abundancia y proporción de sexos en el interior (izquierda) y exterior (derecha) de las compuertas de las golas.

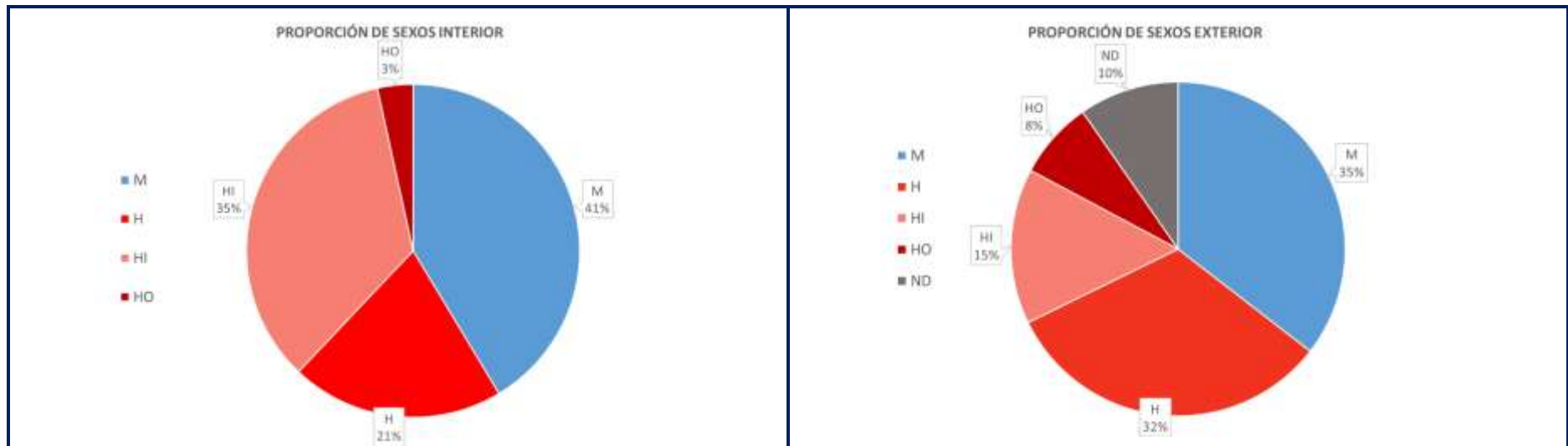


Figura 4.10: Proporción de sexos en el interior (izquierda) y exterior (derecha) de las compuertas de las golas.

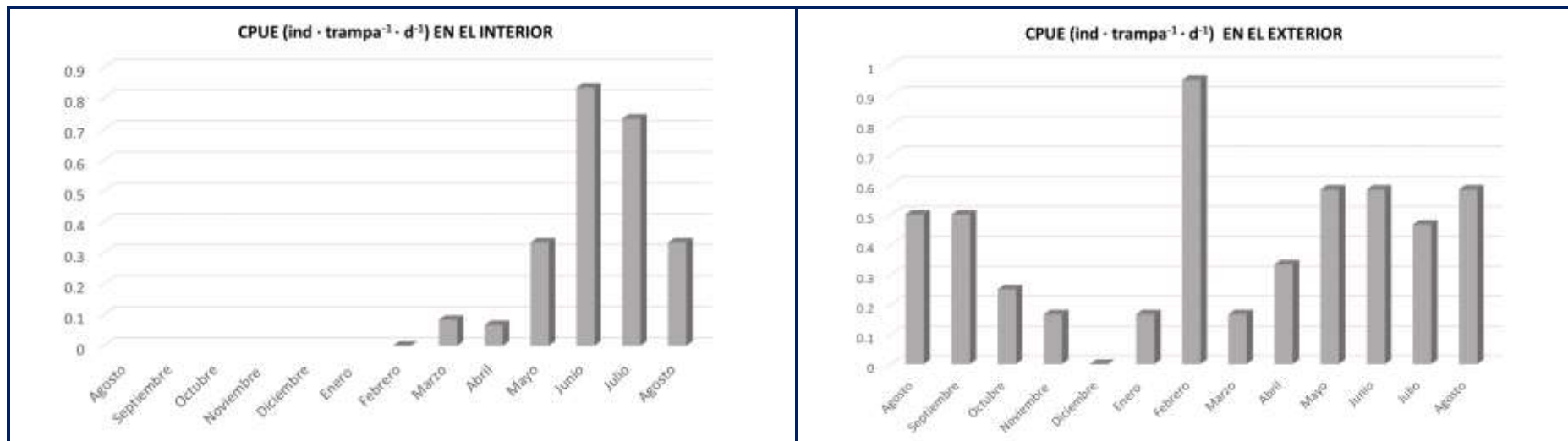


Figura 4.11: CPUE de los puntos situados en el interior (izquierda) y exterior (derecha) de las compuertas de las golos.

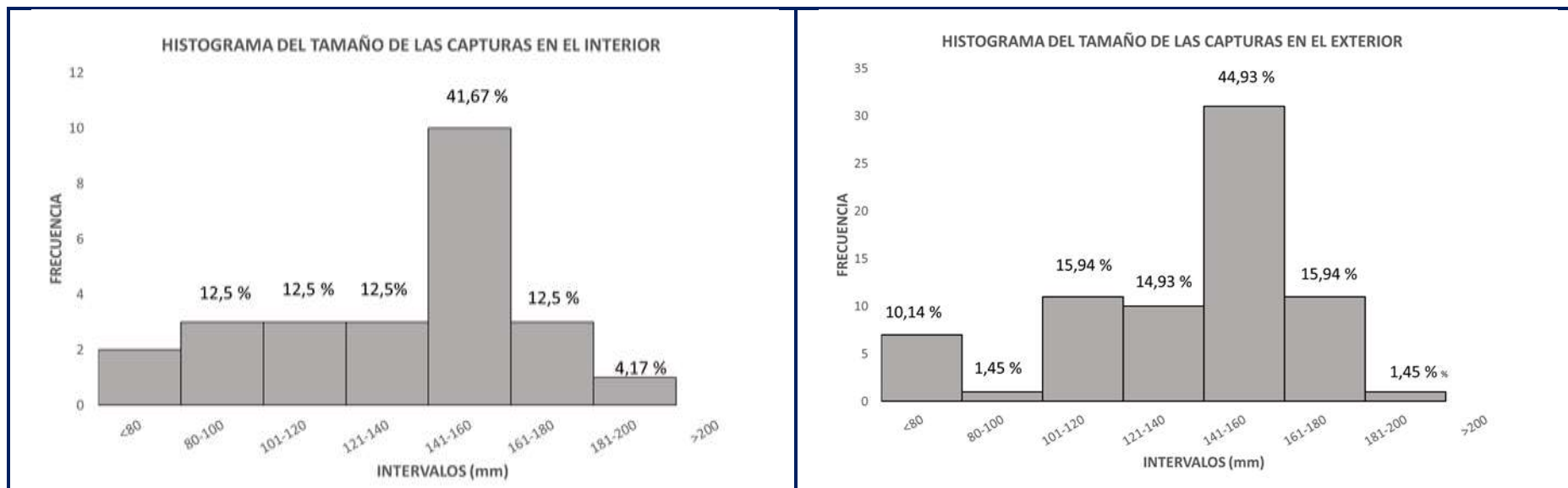


Figura 4.12: Histograma del tamaño de las capturas en el interior (izquierda) y exterior (derecha) de las compuertas de las golos.

4.3.4- GSI / Estadios de maduración.

El índice gonadosomático (GSI) al ser un parámetro que establece una relación entre el peso total del organismo y el de sus gónadas, permite determinar el esfuerzo reproductivo y estimar cuando se aproxima la época reproductiva.

La cantidad de huevos que puede producir un individuo es directamente proporcional a la masa de las gónadas. Además, este parámetro puede verse afectado por factores como la alimentación, aquellos ejemplares que tengan una dieta más rica en tejido animal pueden producir hasta tres veces más de huevos, respecto a un ejemplar cuya dieta se base en vegetales (Belgrad y Griffen, 2016).

Para poder estudiar los resultados hemos separado los datos de machos y hembras, ya que la cantidad de gónadas que se generan es diferente y por lo tanto no se pueden comparar de la misma manera.

Para poder observar cómo evoluciona este parámetro a lo largo del tiempo hemos realizado el promedio del GSI de los ejemplares capturados durante un día de muestreo, cabe destacar que para realizar este promedio no se han tenido en cuenta los ejemplares inmaduros, ya que estos aun no poseen gónadas y por lo tanto no se puede calcular su GSI. Además, el análisis de este parámetro se empezó a realizar a partir del 05/03/2021 a pesar de empezar este estudio en el 13/08/2020, esto se debe a que varios cangrejos capturados del 13/08/2021 al 19/02/2021 perdieron su identificación en los congeladores del laboratorio y los del mes de febrero no se pudieron realizar por falta de tiempo.

Como se puede observar en los gráficos (Figura 4.13), el GSI de las hembras es más elevado que el de los machos, ya que estas tienen las gónadas de mayor tamaño.

El GSI tanto de machos como de hembras presenta un pico en el mes de marzo y en el mes de abril una bajada. En cuanto a los machos, los valores aumentan en los meses de mayo y junio y observamos un pico en julio y agosto, sin embargo, el mes con los valores más elevados es marzo. En cambio, en el caso de las hembras, aumentan los valores en los meses de junio y julio, siendo julio el mes donde el GSI es más elevado.

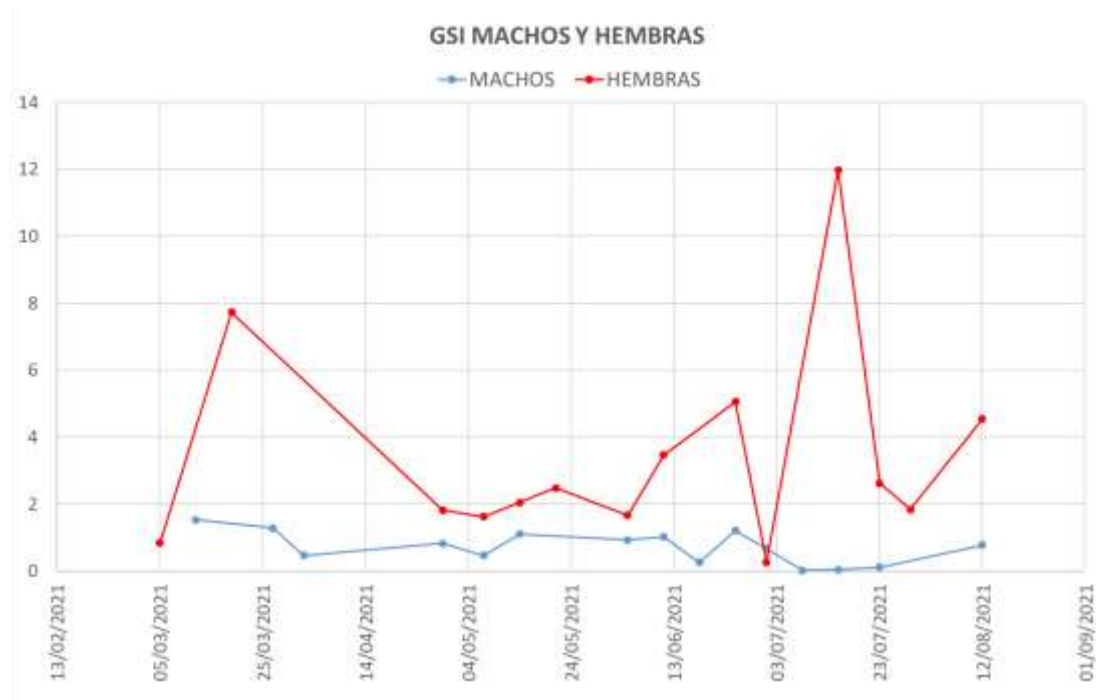


Figura 4.13: GSI de machos y hembras.

Con el mismo objetivo de determinar la época reproductiva de los individuos también se ha clasificado a los organismos teniendo en cuenta los estadios de maduración establecidos por Loran (1993). Estos se basan en el aspecto de las gónadas para establecer el nivel de maduración del organismo.

Esta clasificación se ha realizado observando el estado de las gónadas frescas del organismo al mismo tiempo que se calculaba el GSI. Por lo tanto, estos datos al igual que los anteriores se han tomado de los organismos capturados del 05/03/21 al 12/08/21.

A la hora de representar los gráficos se han tomado a machos y hembras por separado y se ha graficado el número de ejemplares de cada tipo de estadio de maduración de marzo a agosto.

Los machos han sido separados en tres estadios de maduración (Tabla 5.1):

Tabla 5.1: Descripción y representación de los distintos estadios de maduración de los machos. Fuente: Loran (1993).

Estadios de maduración machos		
Estadios de maduración	Descripción	Representación
0	Ejemplares juveniles	
1	Ejemplares adultos inmaduros	
2	Ejemplares adultos maduros	

Los meses donde la proporción de machos maduros es mayor es en marzo, mayo, junio y julio, aunque se debe de tener en cuenta que no se clasificaron todos los ejemplares del mes de agosto. Mayo es el mes donde encontramos el

mayor número de ejemplares maduros y el mes donde se encontró la mayor proporción de ejemplares maduros es abril (Figura 4.14).

Las hembras han sido separadas en 5 estadios de maduración (Tabla 5.2):

Tabla 5.2: Descripción y representación de los distintos estadios de maduración de las hembras.

Fuente: Loran (1993)

Estadios de maduración hembras		
Estadios de maduración	Descripción	Representación
0	Ejemplares juveniles	
1	Hembras inmaduras	
2	Hembras casi maduras	
3	Hembras maduras	
4	Hembras ovígeras	

Los meses donde la proporción de hembras maduras y ovígeras es mayor es durante los meses de marzo, mayo, junio, julio y agosto, siendo el mes de mayo el periodo donde se ha encontrado el mayor número de ejemplares maduros. El mes donde se encontró la mayor proporción de ejemplares inmaduros es durante el mes de abril (Figura 4.15).

Por lo tanto, a rasgos generales en mayo tanto machos como hembras presentan la mayor proporción de ejemplares maduros, mientras que en abril en ambos casos presentan la mayor proporción de ejemplares inmaduros.



Figura 4.14: Proporción de los distintos estadios de maduración de los machos.

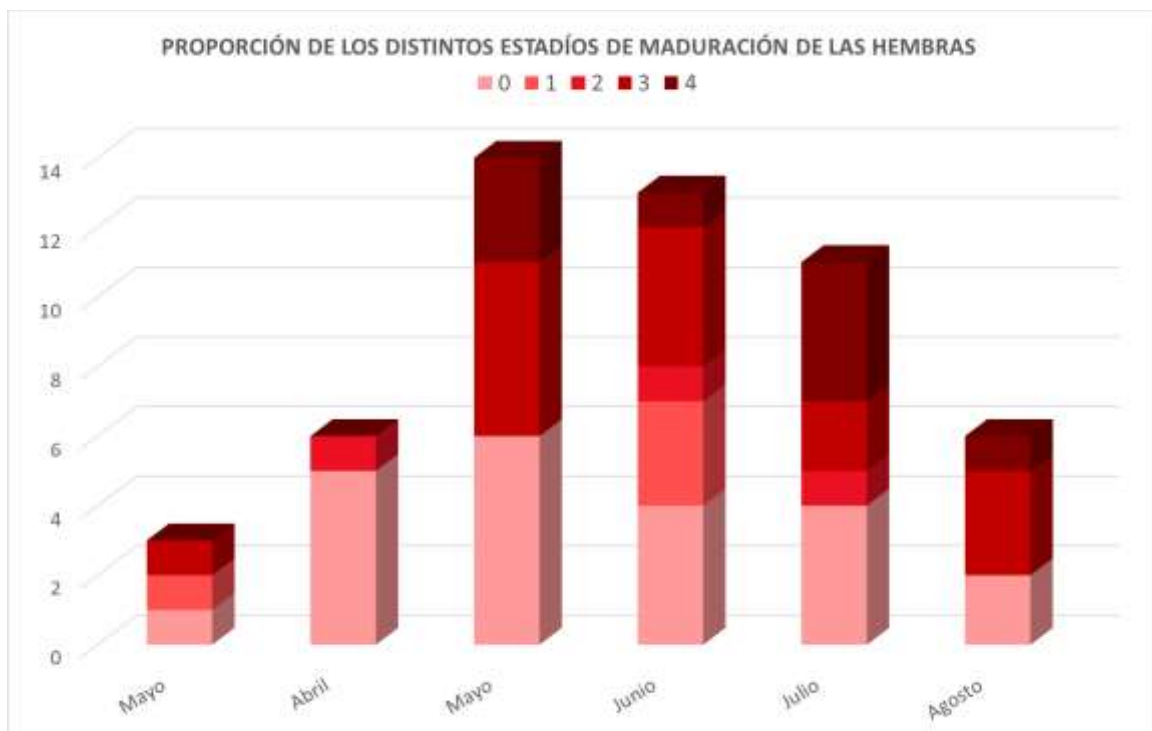


Figura 4.15: Proporción de los distintos estadios de maduración de las hembras.

5. DISCURSIÓN.

5.1- Megalopas y juveniles.

Observando los gráficos de las variables físico-químicas (Figura 4.1, Figura 4.2, y Figura 4.3) junto a el correspondiente a megalopas y juveniles (Figura 4.4), se puede apreciar una relación directa entre la presencia de megalopas y juveniles y la salinidad, durante el periodo de agosto a octubre.

En cuanto a las megalopas estas solamente se han encontrado en los puntos situados en las compuertas de la gola del Perelló en el exterior, coincidiendo con un pico en la salinidad que se produjo durante los meses de septiembre-octubre. También cabe destacar que en el año anterior se empezaron a registrar megalopas en la primera quincena de agosto y este año no se han visto. Esto puede deberse a que durante la semana del 12/08/2021 se produjo una bajada de la salinidad.

Según Montfrans *et al*, (1985) existe una relación entre la luna llena y la abundancia de megalopas, sin embargo, se ha consultado el estado de la luna durante el pico que se produjo de megalopas, del 17/09 al 2/10 del año anterior y se ha visto que en este periodo no había luna llena. En este estudio también se estimó que la etapa donde los ejemplares de megalopas y juveniles son más abundantes es durante los meses de agosto y septiembre, lo cual se asemeja a los resultados que se han obtenido.

En cuanto a los ejemplares juveniles se han encontrado más en los puntos situados en el exterior de las compuertas de las golas, y en la zona donde más se han encontrado es en la gola del Perelló, en concreto en los puntos situados en el borde, al igual que las megalopas. Además, como se puede observar en el gráfico (Figura 4.4), en el punto donde se produjo el mayor pico de megalopas (P-E-1B), en ese mismo periodo también se produjo un pico de juveniles en el punto (P-E-7B), el más alejado al mar.

Estos resultados concuerdan con la descripción del ciclo de vida realizada por Campos Williams y Fagoth (2018), en la cual se dice que las megalopas se encuentran desplazándose por las corrientes marinas y los ejemplares juveniles se encuentran en el hábitat costero. Afirmando que en ambos casos estos se encuentran en el mar o en aguas próximas al mismo, esto explicaría el por qué tanto juveniles como megalopas se encuentran en los puntos del Perelló exterior, ya que estos son los más próximos al mar.

Es importante tener en cuenta que la distancia de los puntos del exterior al mar en las tres zonas es diferente. Esto es una variable importante a tener en cuenta ya que se tratan de organismos que colonizan desde agua salada a agua dulce, pero por dificultades de instalación y vandalismo no se han podido colocar los colectores a la misma distancia del mar en las tres golas.

5.2- Ejemplares adultos.

A diferencia de los ejemplares juveniles y las megalopas, los adultos presentan una abundancia muy parecida en las tres zonas de muestreo. Esto se puede observar en el siguiente gráfico (Figura 5.1), en el cual se ha calculado el CPUE (Figura 4.5) para las tres zonas de muestreo, este a pesar de ser mayor en el Perelló, no dista mucho de Puyol y el Perellonet. Por lo tanto, para ellos no existen características diferenciadoras entre las tres zonas de muestreo, que si muestran rangos de salinidad muy distintos. Esto respalda la idea de que es una especie que se puede adaptar a condiciones ambientales muy diversas de temperatura y salinidad (Olivert, 2018).

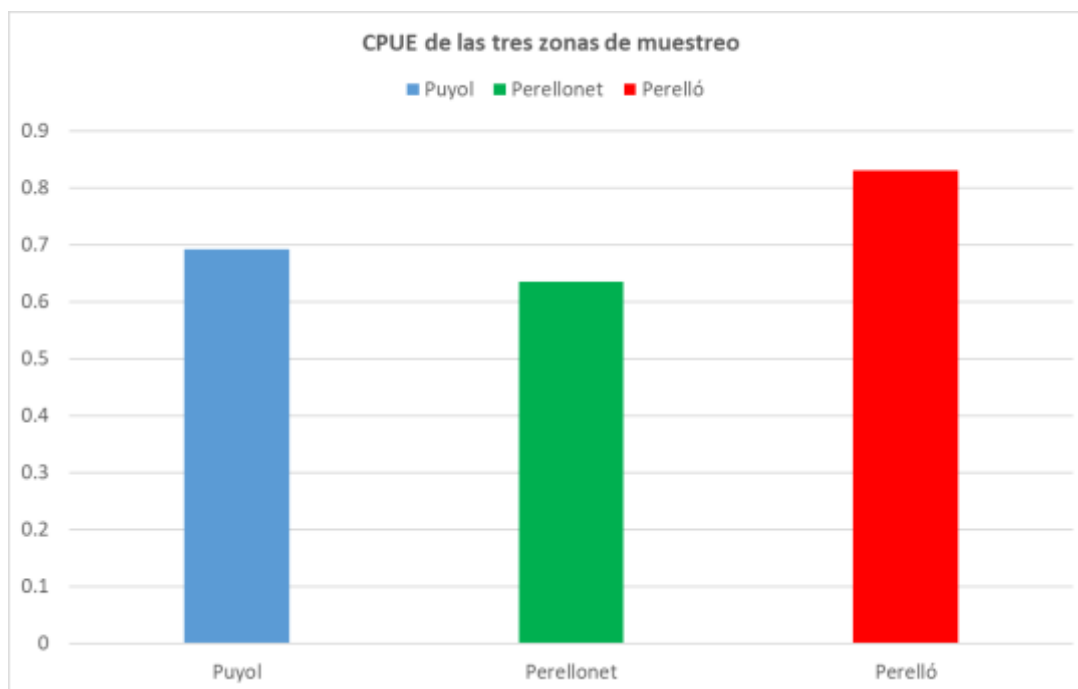


Figura 5.1: CPUE de las tres zonas de muestreo.

Además, si comparamos estos resultados con la descripción del ciclo de vida según Campos Williams y Fagoth (2018), vemos que concuerda, ya que se dice que una vez los ejemplares juveniles se han desarrollado hasta ser adultos estos se desplazan hasta estuarios de aguas salobres, los cuales tienen una salinidad menor que los hábitats costeros donde se desarrollan juveniles y megalopas.

Según un estudio realizado por Ortiz- Leon et al (2006) también se confirma la idea de que los ejemplares adultos maduran en estuarios salobres, además también se dice que las hembras se desarrollan en ambientes más salinos que los machos. Esto concuerda con nuestros resultados, ya que si observamos los gráficos correspondientes a la proporción de sexos en el interior y el exterior (Figura 4.10) la proporción de hembras maduras (H) en el exterior es mayor a la que se puede ver en el interior. En el caso de los machos también se cumple la idea, ya que la proporción de machos en el interior es mayor a la del exterior.

Otra idea que presenta este mismo estudio es que los ejemplares jóvenes de *C. sapidus* tienden a moverse en regiones someras y menos salinas de los estuarios, para proveerse de alimento y refugio durante la fase de crecimiento rápido, en la cual son adultos jóvenes que aún no han adquirido la madurez sexual. Si observamos los gráficos de proporción de sexos en el interior y el exterior (Figura 4.10) se puede observar cómo las hembras inmaduras son más abundantes en el interior que en el exterior.

Las hembras ovígeras se encuentran mayoritariamente en el exterior, esto puede deberse a que para la eclosión de los huevos y desarrollo de las larvas se necesita de una salinidad muy elevada (Campos Williams y Fagoth, 2018). Por lo tanto, para el desove de los huevos estas se aproximan al mar.

En los resultados también se ha visto que los ejemplares adultos son más abundantes en febrero en el exterior, seguido de los meses de mayo, junio, julio y agosto. En cambio, en el interior los meses donde son más abundantes son junio y julio (Figura 4.11). Esto se debe a que los ejemplares adultos se encuentran en ambientes salobres hasta alcanzar la madurez y cuando se aproxima la época de apareamiento, correspondiente a los meses de junio y julio estos se aproximan a aguas de baja salinidad (Ortiz-Leon et al, 2006). Por eso durante la época reproductiva estos son más abundantes en el interior, y en los meses anteriores son más abundantes en el exterior, como se puede observar en los gráficos del CPUE (Figura 4.11).

También respecto al CPUE según Ortiz-Leon et al, 2006 se dice que éste es más bajo durante los meses más fríos del año. Esta idea se cumple exceptuando el pico que se produjo en febrero en el exterior. Este pico podría deberse a que hubo una subida de la temperatura en este mes de 10 °C respecto al mes de enero, donde se registraron temperaturas de 5°C (Figura 4.1). Por lo tanto, la abundancia de los ejemplares adultos tiene una relación directa respecto la temperatura.

5.3- GSI y estadios de maduración.

El GSI de las hembras es mayor que el de los machos (Figura 4.13), ya que estas poseen gónadas de mayor tamaño. La variabilidad respecto al tiempo del GSI de las hembras es mucho mayor a la de los machos, siendo esta más constante en el tiempo.

Esto se debe a que las gónadas de los machos tienen un peso muy reducido y por lo tanto su GSI se encuentra entorno a valores pequeños (0-1.8) aproximadamente. Sin embargo, las hembras poseen un gran tamaño de gónadas, la cual puede variar en gran medida dependiendo de su estadio de maduración. Por ejemplo, las hembras que se encuentran en los estadios 1 y 2 no poseen la masa ovárica que caracteriza a las hembras maduras de estadio 3, por lo tanto, en estos casos se pesan simplemente los dos ovarios y su peso es mucho menor. Por eso debido a la variabilidad de la masa de gónadas de un estadio a otro, los valores del GSI son tan variables.

Los meses donde las hembras tienen un GSI más elevados son marzo, junio y julio, y en cuanto a los machos se pueden observar que el GSI aumenta levemente durante los meses de marzo, mayo, junio y julio. Como ya se ha mencionado el GSI representa el esfuerzo reproductivo del individuo, cuanto más elevado sea, significa que el ejemplar va a poder generar más huevos y que se encuentra en su máximo potencial reproductivo.

El parámetro del GSI se ha relacionado con factores como la salinidad (Fisher y Mark, 1999). Cuando los ejemplares habitan en ambientes más salinos estos maduran antes que aquellos que viven en zonas poco salinas, esto se ve reflejado en que a pesar de su reducido tamaño presentan una gran cantidad de gónadas en comparación a otros ejemplares de tamaño similar que se encuentren situados en zonas menos salinas.

En este caso para poder comprobar si esta teoría se cumple se han comparado dos ejemplares procedentes de zonas con distintas salinidades, uno del Perelló exterior (P-E-7B) y otro del Perellonet interior (PT-I). Estos se capturaron en la misma época del año, el ejemplar del Perelló se capturó en el 25/06/2021 y el del Perellonet una semana después 1/07/2021. El primer ejemplar tiene un ancho del caparazón de 134 mm y un peso de 127 g, en cambio el segundo ejemplar es ligeramente más grande con un ancho del caparazón de 156 mm y un peso de 148 g. A pesar de que el individuo procedente del Perellonet es de mayor tamaño tiene una cantidad de gónadas de 0.0463 g, presentando un GSI de 0.0313, en cambio el del Perelló tiene una cantidad de gónadas de 8.2149 g y un GSI de 6.4684.

Teniendo en cuenta de que los dos ejemplares tienen tallas similares y que fueron capturados en la misma época del año, se confirma la teoría de que los ejemplares adultos maduran a más temprana edad en ambientes salinos.

Como se puede observar en la figura 5.1 los dos ejemplares se encuentran en estadios de maduración diferentes, el procedente del ambiente salino se encuentra en el estadio de maduración 3, ya que como se puede observar tiene su masa ovular ocupando gran parte del cefalotórax. En cambio, el procedente a aguas menos salinas no presenta esta masa y por lo tanto se encuentra en el estadio de maduración 2, sus gónadas se tratan de un par de ovarios situados en el interior del cefalotórax.



Fig 5.1: Interior del cefalotórax del ejemplar procedente del Perelló y del Perellonet (de izquierda a derecha)

Para comprobar si es cierta esta teoría a nivel global se han realizado unos gráficos en los que aparece el porcentaje de ejemplares de cada estadio de maduración en cada una de las tres zonas de muestreo.

Observando los gráficos (Figura 5.2, Figura 5.3 y Figura 5.4) se puede ver que en el Perelló el porcentaje de ejemplares maduros es mucho más elevado que el registrado en el Perellonet y Puyo. Lo cual confirma la teoría de que los ejemplares que se encuentran en ambientes más salinos se desarrollan antes que aquellos que crecen en aguas poco salinas.

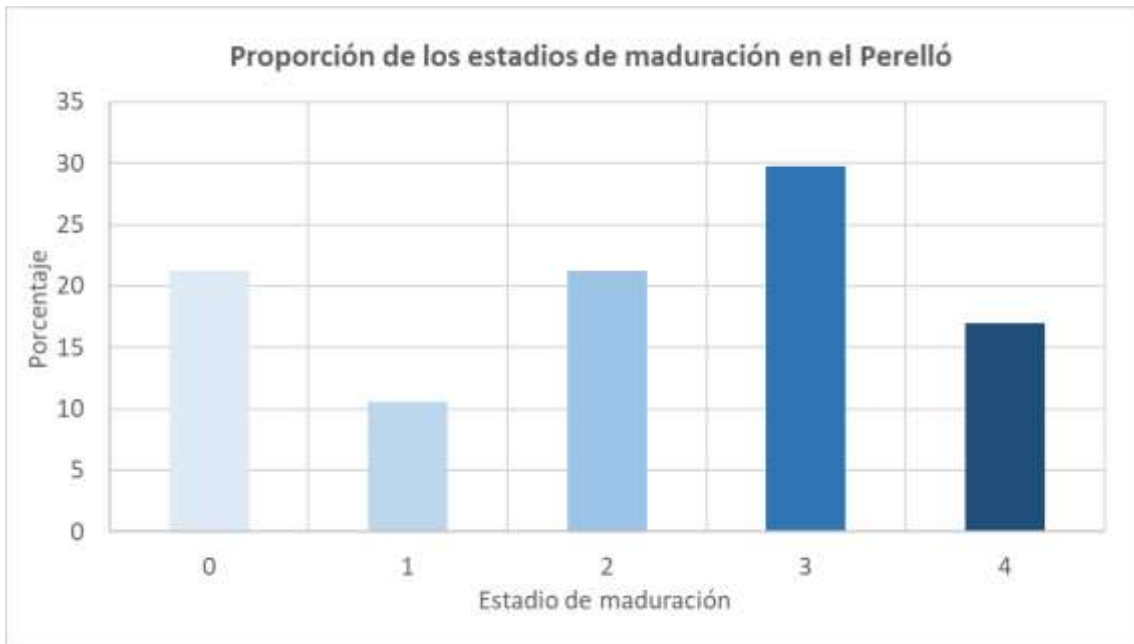


Figura 5.2: Proporción de cada estadio de maduración en el Perelló.

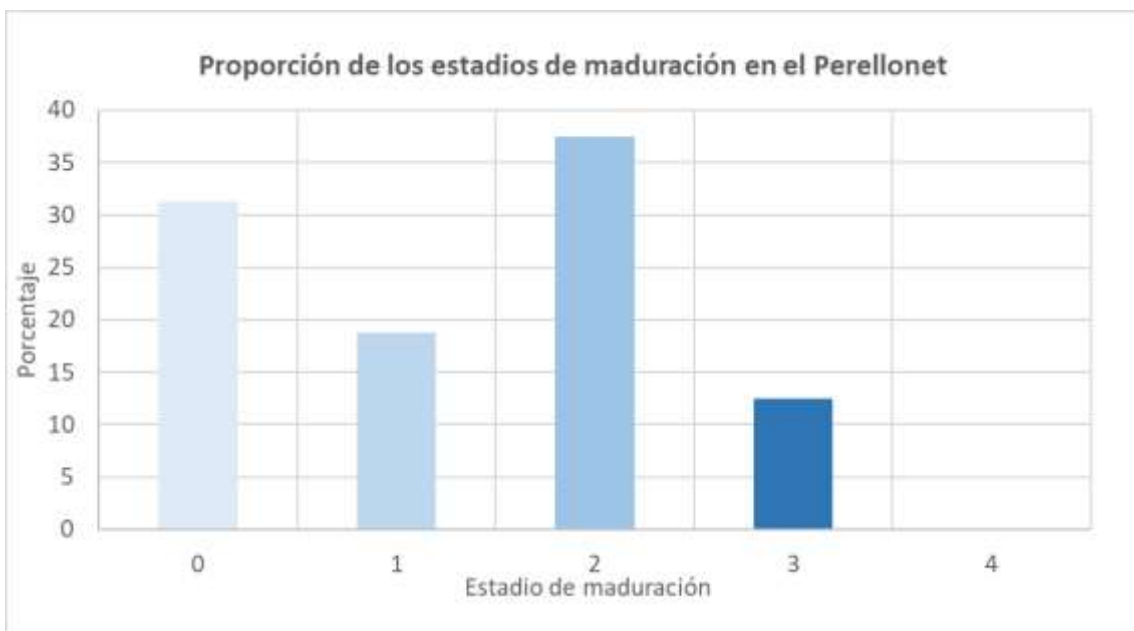


Figura 5.3: Proporción de cada estadio de maduración en el Perellonet.



Figura 5.4: Proporción de los distintos estadios de maduración en Puyol.

En cuanto a los estadios de maduración si comparamos los gráficos (Figura 4.14 y Figura 4.15) con los del GSI (Figura 4.13), durante los meses donde se ha encontrado el mayor número de machos inmaduros (marzo, mayo, junio y julio) coinciden con los meses donde el GSI ha aumentado levemente. En el caso de las hembras los meses donde se han encontrado más ejemplares maduros (marzo, mayo, junio y agosto también coincide con los picos del GSI que se pueden observar en el gráfico.

Por lo tanto, a rasgos generales tanto en machos como en hembras el peso de sus gónadas está directamente relacionado con el estadio de maduración de los individuos. Además, machos y hembras maduran de manera más o menos simultánea a lo largo del ciclo de vida, ya que los meses donde se encuentran más individuos maduros coinciden siendo: marzo, mayo, junio y julio. En el mes de agosto también hay una gran proporción de hembras maduras, a diferencia de los machos, sin embargo, hay que tener en cuenta que solamente se tomaron los datos hasta el día 12, y por lo tanto podría no ser representativo.

Según Campos y Williams la temporada de reproducción se lleva a cabo en primavera-verano, a temperaturas mayores a 23°C. Lo cual correspondería a los meses de mayo a agosto. Como se ha podido observar en los datos del GSI y los estadios de maduración, este periodo corresponde a los valores más elevados del GSI y también donde se ha encontrado la proporción más elevada de ejemplares maduros.

Por lo tanto, esto confirmaría su teoría ya que como se ha explicado anteriormente tanto el GSI como los estadios de maduración nos dan una idea de cuando se aproxima su etapa reproductiva. Entonces, la temporada reproductiva de *C. sapidus* se encuentra entre mayo y agosto.

6. CONCLUSIONES

- Los ejemplares juveniles y megalopas se encuentran en hábitats costeros cercanos al mar y se suelen encontrar en los meses de agosto, septiembre y octubre.
- Los ejemplares adultos pueden adaptarse a condiciones ambientales muy diversas de temperatura y salinidad.
- Cuando la etapa de apareamiento se aproxima, en los meses de junio y julio, los ejemplares adultos se desplazan a zonas de menor salinidad ya que son las condiciones adecuadas para aparearse.
- Las hembras ovígeras se encuentran principalmente en los puntos del exterior ya que para la eclosión y desarrollo de las larvas son necesarias aguas muy salobres.
- El CPUE de los adultos está directamente relacionado con la temperatura, siendo este más bajo durante los meses más fríos del año.
- El periodo donde el GSI es más elevado coincide con los meses donde se ha encontrado una mayor proporción de ejemplares maduros. Por lo tanto, el GSI se encuentra directamente relacionado con los estadios de maduración, siendo el peso de las gónadas proporcional a la maduración del individuo.
- Existe una relación directa entre la salinidad y la maduración de las hembras. Aquellas que se encuentren en condiciones de elevada salinidad se desarrollarán a más temprana edad.
- La temporada reproductiva de *C. sapidus* corresponde a los meses de mayo a agosto.

7. BIBLIOGRAFÍA

<https://images.app.goo.gl/UPJRE8vTQZYfVfe9>

- 1- Belgrad, B. A., & Griffen, B. D. (2016). The influence of diet composition on fitness of the blue crab, *Callinectes sapidus*. PLoS one, 11(1), e0145481.
- 2- Campos Williams, L. N., & Fagoth, W. R. (2018). Diagnóstico de las etapas de desarrollo de la Jaiba Azul *Callinectes sapidus* y Jaiba Roja *Callinectes bocourti* en la laguna de Bluefields como base para el establecimiento de veda (Doctoral dissertation, Bluefields Indian & Caribbean University).
- 3- Carrozzo, L., Potenza, L., Carlino, P., Costantini, M. L., Rossi, L., & Mancinelli, G. (2014). Seasonal abundance and trophic position of the Atlantic blue crab *Callinectes sapidus* Rathbun 1896 in a Mediterranean coastal habitat. Atti Della Accademia Nazionale Dei Lincei. Rendiconti Lincei. Scienze Fisiche e Naturali, 25(2), 201–208.
- 4- Castejón, D., Guerao, G., 2013. A new record of the American blue crab, *Callinectes sapidus* Rathbun, 1896 (Decapoda: Brachyura: Portunidae), from the Mediterranean coast of the Iberian Peninsula. BioInvasions Records 2, 141-143
- 5- Carvalho-Saucedo, L., Ramírez-Santiago, C., & Pérez, C. (2015). Histological description of gonadal development of females and males of *Callinectes sapidus* Rathbun, 1896 (Decapoda: Portunidae). Zoological science, 32(2), 188-194.
- 6- Fisher, Mark R. (1999). Effect of Temperature and Salinity on Size at Maturity of Female Blue Crabs. Transactions of the American Fisheries Society, 128(3), 499–506. doi:10.1577/1548-8659(1999)128<0499:EOTASO>2.0.CO;2
- 7- Garcia, LI & Pinya Fernández, Samuel & Colomar, Víctor & París, Tomàs & Puig, Miquel & Rebassa, Maties & Mayol, Joan. (2018). The first recorded occurrences of the invasive crab *Callinectes sapidus* (Crustacea: Decapoda: Portunidae) in coastal lagoons of the Balearic Islands (Spain).. BioInvasion Records. 7. 191-196. 10.3391/bir.2018.7.2.12.
- 8- Lawrence, L., Clark, V., van Montfrans, J., & Musick, S. (2005) Blue Crabs in the Chesapeake - An introduction to the Blue Crab. Virginia Institute of Marine Science, William & Mary.
- 9- Loran, N. R., Valdez, A. G., & Escudero, G. F. (1993). Algunos aspectos poblacionales de las jaibas *Callinectes* spp en la Laguna de Alvarado, Veracruz. Ciencia Pesquera, 10(93), 15-31.
- 10- Millikin, M. R. (1984). Synopsis of biological data on the blue crab, *Callinectes sapidus* Rathbun (No. 138). National Oceanic and Atmospheric Administration, National Marine Fisheries Service.
- 11- Mocholí Soriano, V. (2017). Abundancia y estructura de tallas de la población de cangrejo atlántico azul (*Callinectes sapidus*) en la Albufera de Valencia. Universitat Politècnica de València.< <http://hdl.handle.net/10251/97526>>
- 12- Morales, J. A. (2019). The Spanish Coastal Systems. The Spanish Coastal Systems.

13- Morphological Characteristics of Early Life History Stages of the Blue Crab, *Callinectes sapidus* Rathbun, from the Northern Gulf of Mexico with a Comparison of Studies from the Atlantic Seaboard - Scientific Figure on ResearchGate. Available from: https://www.researchgate.net/figure/Callinectes-sapidus-megalopa-reared-under-laboratory-conditions_fig6_283587735 [accessed 21 Aug, 2021]

14- Olivert Àngel, J. (2018). Situación y problemática de la introducción del cangrejo azul (*Callinectes sapidus*) en la Comunidad Valenciana (Doctoral dissertation).

15- Rodriguez, N., & Montes, B. (2018). EcuRed. Obtenido de <https://www.ecured.cu> › Jaiba_azul

16- Stuck, K., Perry, H., Graham, D., & Heard, R. W. (2009). Morphological characteristics of early life history stages of the blue crab, *Callinectes sapidus* Rathbun, from the northern Gulf of Mexico with a comparison of studies from the Atlantic seaboard. *Gulf and Caribbean Research*, 21(1), 37-55.

17- Thongda, W., Chung, J. S., Tsutsui, N., Zmora, N., & Katenta, A. (2015). Seasonal variations in reproductive activity of the blue crab, *Callinectes sapidus*: Vitellogenin expression and levels of vitellogenin in the hemolymph during ovarian development. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 179, 35