



Universidad de Oviedo

Departamento de Biología de Organismos y Sistemas  
Programa de doctorado: Ecología de sistemas acuáticos

Desarrollo de técnicas de cultivo, Reproducción y  
Parasitología en el Mediterraneo Occidental  
de *Pagellus erythrinus* (L.), (Sparidae)

Development of Breeding Techniques, Reproduction and parasitology  
in the Western Mediterranean of *Pagellus erythrinus* (L.), (Sparidae)

Pablo Valdés García

Oviedo 2015



## RESUMEN DEL CONTENIDO DE TESIS DOCTORAL

1.- Título de la Tesis	
Español: Desarrollo de técnicas de cultivo, Reproducción y Parasitología en el Mediterráneo Occidental de <i>Pagellus erythrinus</i> (L.), (Sparidae)	Inglés: Development of breeding techniques, Reproduction and Parasitology in the Western Mediterranean of <i>Pagellus erythrinus</i> (L.), (Sparidae)
2.- Autor	
Nombre: Pablo Valdés García	DNI:
Programa de Doctorado: Ecología de Sistemas Acuáticos	
Órgano responsable: Departamento de Biología de Organismos y Sistemas	

### RESUMEN (en español)

El objetivo del estudio fue analizar la idoneidad como candidato a la acuicultura marina del pez espárido *Pagellus erythrinus* (breca, pagel). En una primera parte se analizan varios aspectos relacionados con su biología reproductora. Se estudian histológicamente el hermafroditismo secuencial y gametogénesis en la especie y se analizan su época reproductora, fecundidad, maduración, desove, embriología, desarrollo larvario, condición física y crecimiento. Se muestran los puntos críticos en la cría en cautividad y se hacen recomendaciones para superarlos.

En la segunda parte se analizan las relaciones tróficas entre la breca y otras especies en la Bahía de Mazarrón (Murcia). Su dieta en la zona se basa en tres géneros de crustáceos decápodos excavadores (*Upogebia*, *Goneplax* y *Alpheus*), con más de cien especies acompañantes de peces, cangrejos, galeras, camarones, anfípodos, tanaidáceos, eufausiáceos, mísidos, leptostrácos, poliquetos errantes y sedentarios, moluscos bivalvos, cefalópodos, gasterópodos y escafópodos, erizos, ofiuras, holoturias y sipuncúlidos. Se indican las asociaciones entre especies y se las relaciona con las comunidades marinas de fondos blandos en las que previsiblemente han sido capturadas. Las infracomunidades parasitarias de la especie en la zona se componen por 35 especies al menos que se describen en el trabajo y están dominadas por tres géneros de monogeneos branquiales (*Lamellodiscus*, *Microcotyle* y *Choricotyle*). Se indica la prevalencia y abundancia de presas y parásitos así como la evolución en la prevalencia a lo largo del año y la vida del pez para las principales especies. Finalmente se describen los brotes de patógenos observados en los peces criados y mantenidos en cautividad, se evalúa su peligrosidad y se hacen recomendaciones para su identificación y tratamiento.



The aim of the study was to analyze the suitability as a candidate for marine aquaculture of the sparid fish *Pagellus erythrinus* (common pandora). In the first part various aspects of its reproductive biology are discussed. Gametogenesis and sequential hermaphroditism in the species were histologically studied, and the breeding season, fertility, maturation, spawning, embryology, larval development, physical condition and growth are also analyzed. Most critical phases in captive breeding are shown and recommendations to overcome them are made.

In the second part the trophic relationships between the pandora and other species in the Bay of Mazarrón (Murcia) are analyzed. The diet of the species in the area is based on three genus of burrowing decapod crustaceans (*Upogebia*, *Goneplax* and *Alpheus*), with over one hundred accompanying species of fish, crabs, shrimps, mantis shrimps, amphipods, tanaidaceans, euphausiid, mysids, leptostraca, errant and sedentary polychaetes, bivalves, cephalopods, gastropods and scaphopods, sea urchins, brittle stars, sea cucumbers and sipunculids. We analyze the main associations between species and the related marine soft bottom communities in which predictably have been captured. Parasitic infracommunities are composed of more than 35 species in the area that are described in the work, and dominated by three genus of gill monogeneans (*Lamellodiscus*, *Microcotyle* and *Choricotyle*). We show the prevalence and abundance of prey and parasites as well as the changes in prevalence throughout the year and the life of the fish for the main species. Finally, pathogen outbreaks observed in fish bred and kept in captivity are described, its hazards are evaluated and recommendations for identification and treatment are made.

Memoria para optar al grado de Doctor en Ciencias Biológicas por la Universidad de Oviedo presentada por el licenciado PABLO VALDÉS GARCÍA bajo la dirección de la Doctora EMILIA ABELLÁN MARTÍNEZ (Instituto Español de Oceanografía, Centro Oceanográfico de Murcia).

## AGRADECIMIENTOS

---

Esta tesis se realizó bajo el marco de la beca “Desarrollo de técnicas de cultivo de dentón *Dentex dentex* y nuevas especies de peces de interés comercial” en la Planta de Cultivos Marinos de Mazarrón del Centro Oceanográfico de Murcia (Instituto Español de Oceanografía). Numerosas personas han colaborado de muy diversas maneras para que salga adelante y me gustaría expresarles mi agradecimiento seguidamente. La siguiente lista se ordena alfabéticamente y no pretende establecer prioridad u orden de importancia alguno.

Florentina Álvarez Marqués; Marta Arizcun; Asamblea de Cruz Roja del Mar de Mazarrón; Javier Bezos; Javier Delgado; Elena Díez; Francisca Esteban; Elena María Fernández González; Fernando de la Gándara; May García Cueva; Antonio García; Alicia García-Alcázar; Santiago García-Alcázar; Robert Gentleman; Jody Goldberg; Ross Ihaka; Miguel de Icaza; Spencer Kimball; Donald Knuth; Julio Mas; Enric Massuti; Peter Mattis; Ignacio Olaso; Germán Orizaola; Aurelio Ortega; María Concepción Pérez; Jose Ramón Portillo María del Mar Raja; Tomás Raja; Arancha Ramos Segura; Richard Stallman; Carlos Suárez; The R Foundation; Ana Elisa Valdés García; David Valdés García; Santiago Valdés Vigil;

---



---

---

# Índice general

---

Índice	I
<b>I Nuevas especies en piscicultura mediterránea</b>	<b>1</b>
<b>1. Introducción</b>	<b>3</b>
1.1. La producción de alimentos en un mundo en expansión . . . . .	3
1.2. Tipos de acuicultura . . . . .	4
1.2.1. La maricultura tradicional . . . . .	4
1.2.2. La maricultura moderna . . . . .	6
1.3. La acuicultura en el mundo . . . . .	7
1.3.1. La acuicultura europea . . . . .	8
1.4. La especie estudiada . . . . .	11
1.4.1. La familia Sparidae . . . . .	11
1.4.2. El genero <i>Pagellus</i> . . . . .	12
1.4.3. La especie <i>Pagellus erythrinus</i> . . . . .	13
1.5. El medio físico y las instalaciones de cultivo . . . . .	17
<b>II Reproducción y Cultivo</b>	<b>19</b>
<b>2. Estudio de la gametogénesis, la inversión sexual y la época de desove</b>	<b>21</b>
2.1. El problema del control de la reproducción en el cultivo de los Sparidae . . . . .	21

---

2.1.1.	El patrón reproductivo y el hermafroditismo en Sparidae . . . . .	22
2.1.2.	La biología reproductora de la breca . . . . .	23
2.2.	Material y métodos . . . . .	24
2.3.	Resultados y discusión . . . . .	25
2.3.1.	Estructura de la población (ejemplares salvajes) . . . . .	25
2.3.2.	Gametogénesis . . . . .	27
2.3.3.	Época de desove . . . . .	34
2.3.4.	El papel del hígado . . . . .	38
2.3.5.	Las reservas no hepáticas . . . . .	39
<b>3.</b>	<b>Desove, desarrollo larvario y crecimiento en cautividad</b> . . . . .	<b>45</b>
3.1.	El cultivo de Sparidae . . . . .	45
3.2.	Material y Métodos . . . . .	46
3.3.	Resultados y discusión . . . . .	49
3.3.1.	Estima de la fecundidad . . . . .	49
3.3.2.	Características de la puesta . . . . .	49
3.3.3.	Desarrollo embrionario . . . . .	53
3.3.4.	Desarrollo larvario . . . . .	54
3.3.5.	Metamorfosis . . . . .	60
3.3.6.	Estudio del crecimiento post-larvario . . . . .	63
<b>III</b>	<b>Relaciones con otras especies</b> . . . . .	<b>71</b>
<b>4.</b>	<b>Dieta de <i>Pagellus erythrinus</i> en Mazarrón</b> . . . . .	<b>73</b>
4.1.	Las relaciones de la breca con otras especies . . . . .	73
4.2.	Material y métodos . . . . .	74
4.3.	Resultados . . . . .	75
4.3.1.	Espectro de presas . . . . .	77
4.3.2.	Especies dominantes . . . . .	77
4.3.3.	Especies ausentes, accidentales y raras . . . . .	89
<b>5.</b>	<b>Metazoos parásitos de la breca en Mazarrón</b> . . . . .	<b>95</b>

5.1. Estado de los estudios sobre patología de Sparidae. . . . .	95
5.2. Material y métodos . . . . .	98
5.3. Resultados y discusión . . . . .	100
5.3.1. Descripción e identificación de los parásitos encontrados . . . . .	100
Platelmintos . . . . .	100
Nemátodos . . . . .	113
Crustáceos . . . . .	122
5.3.2. Prevalencia, intensidad y abundancia de los parásitos en Mazarrón . . . . .	139
<b>6. Tres notas sobre patógenos de brechas cultivadas en Mazarrón</b>	<b>145</b>
6.1. Los protozoos y hongos parásitos de Sparidae . . . . .	145
6.1.1. Mortalidad estival por criptocarionosis . . . . .	147
6.1.2. Myxozoa de <i>P. erythrinus</i> mediterráneos . . . . .	150
6.2. Virus y Procariotas parásitos de Sparidae . . . . .	152
6.2.1. Granulomatosis sistémica en <i>P. erythrinus</i> mediterráneos cultivados . . . . .	154
<b>IV Discusión general y conclusiones</b>	<b>157</b>
<b>7. <i>Pagellus erythrinus</i> como especie cultivable</b>	<b>159</b>
7.1. Cultivo, reproducción y crecimiento . . . . .	159
7.2. Ecología . . . . .	162
<b>Bibliografía</b>	<b>167</b>
<b>Índice alfabético</b>	<b>186</b>



---

---

# Índice de cuadros

---

1.1. Especies y subespecies en el género <i>Pagellus</i> . . . . .	12
1.2. Especies de <i>Pagellus</i> no válidas. . . . .	13
2.1. Duración de la estación reproductora de la breca . . . . .	23
2.2. Número de ejemplares analizados histológicamente por mes y año . . . . .	24
2.3. Estadíos de madurez . . . . .	25
2.4. Talla por estadíos de maduración . . . . .	26
2.5. Dimensiones de las gónadas . . . . .	27
2.6. Diámetro máximo del ovocito durante la oogénesis . . . . .	27
2.7. Peso fresco, IGS, IHS y estadíos de maduración . . . . .	38
2.8. Composición del músculo de <i>P. erythrinus</i> a lo largo de la maduración . . . . .	42
3.1. Datos sobre las puestas. . . . .	52
3.2. Dimensiones y peso de la larva al eclosionar . . . . .	55
3.3. Resumen de cultivo larvario . . . . .	60
3.4. Parámetros de crecimiento de la breca en varias localidades . . . . .	65
3.7. Crecimiento allométrico en breca . . . . .	66
3.5. Diferencias en algunas proporciones corporales respecto al sexo en brecas salvajes (Véase el texto). . . . .	67
3.6. Relaciones biométricas . . . . .	67
4.1. Número de muestras, índice de Vacuidad y diversidad de la dieta según la talla . . . . .	77
4.2. Abundancia, Intensidad y Prevalencia totales para las principales presas de breca . . . . .	78

---

5.1. Número de parásitos conocidos de Sparidae . . . . .	96
5.2. Principales familias de platelmintos parásitos de Sparidae . . . . .	96
5.3. Principales familias de nemátodos, acantocéfalos e hirudineos parásitos de Sparidae . . . . .	97
5.4. Principales familias de crustáceos parásitos de Sparidae . . . . .	98
5.5. Material empleado en el examen parasitológico . . . . .	99
5.6. Principales características de los Diplectanidae de Sparidae . . . . .	103
5.7. Especies de Dicliphoridae . . . . .	107
5.8. Medidas de Polyopisthocotylea . . . . .	109
5.9. Comparativa de nuestros ejemplares con otros Cucullanidae . . . . .	114
5.10. Comparación entre nuestros ejemplares y otros Caligidae de Sparidae . . . . .	127
5.11. Medidas de las especies de Lernaeopodidae encontradas . . . . .	130
5.12. Prevalencia, Abundancia e Intensidad para los principales metazoos parásitos de breca . . . . .	140
5.13. Fecundidad de las principales especies de crustáceos parásitos de breca . . . . .	141
6.1. Principales familias de protozoos y hongos patógenos de Sparidae . . . . .	145
6.2. Principales géneros de bacterias patógenas de Sparidae . . . . .	152
6.3. Principales virus de Sparidae . . . . .	153

---

---

# Índice de figuras

---

1.1. Evolución de la producción acuícola animal por países entre 2002 y 2012 . . . . .	7
1.2. Producción de peces en España entre 1998 y 2013 . . . . .	9
1.3. Morfología de <i>Pagellus erythrinus</i> . . . . .	14
1.4. área de distribución . . . . .	16
1.5. Temperatura superficial del agua en la bahía de Mazarrón . . . . .	17
2.1. Distribución de sexos en la muestra según el año y la talla . . . . .	26
2.2. Oogénesis . . . . .	28
2.3. Estructura del folículo . . . . .	29
2.4. Inversión sexual. Aparición del tejido masculino . . . . .	30
2.5. Fases finales de la inversión sexual . . . . .	31
2.6. Espermatogénesis . . . . .	33
2.7. Evolucion del índice gonadosomático según el sexo . . . . .	35
2.8. Evolución del índice Hepatosomático . . . . .	36
2.9. Porcentajes de proteína y lípido musculares respecto a varios parámetros . . . . .	40
2.10. Relación entre IGS, IHS y reservas musculares de grasa y proteínas . . . . .	43
3.1. Medidas tomadas en ejemplares salvajes . . . . .	48
3.2. Distribución del número de huevos desovados . . . . .	50
3.3. Relación entre fecundidad, talla, peso, IGS y mes . . . . .	51
3.4. Estructura del folículo . . . . .	53

---

3.5. Diámetros del huevo y su gota de grasa respecto de varios parámetros . . . . .	54
3.6. Desarrollo embrionario de <i>P. erythrinus</i> . . . . .	56
3.7. Absorción del saco vitelino durante las primeras 100 h de vida . . . . .	58
3.8. Diferencias en la absorción del saco vitelino según la temperatura . . . . .	59
3.9. Metamorfosis y desarrollo larvario . . . . .	62
3.10. Crecimiento de los alevines y relaciones Talla-Peso . . . . .	64
3.11. Condición corporal en peces de diferente origen según mes y talla . . . . .	68
3.12. Crecimiento de varios parámetros en breca respecto al peso . . . . .	69
3.13. Crecimiento de varios parámetros en breca respecto al peso y la talla . . . . .	70
4.1. Caracterización de la dieta de <i>Pagellus erythrinus</i> en la Bahía de Mazarrón . . . . .	76
4.2. Prevalencia de las principales presas de la breca según la talla del pez . . . . .	82
4.3. Prevalencia mensual de las principales presas de la breca en Mazarrón . . . . .	84
4.4. Prevalencia de las principales presas de la breca según la temperatura superficial del agua . . . . .	85
4.5. NMDS de dieta de breca en los meses fríos . . . . .	86
4.6. NMDS de dieta de breca en los meses cálidos . . . . .	88
4.7. Quelas de crustáceos depredados por breca . . . . .	89
4.8. Restos de crustáceos depredados por breca . . . . .	90
4.9. Restos de poliquetos en los contenidos estomacales . . . . .	91
4.10. Restos de peces, moluscos y equinodermos en los contenidos estomacales . . . . .	92
5.1. Tamaños relativos de platelmintos parásitos de <i>P. erythrinus</i> . . . . .	100
5.2. <i>Lamellodiscus erythrini</i> . . . . .	101
5.3. <i>Microcotyle erythrini</i> . . . . .	104
5.4. <i>Choricotyle chrysophryi</i> . . . . .	106
5.5. Algunos digenea parásitos de breca . . . . .	108
5.6. <i>Hemiurus</i> . . . . .	111
5.7. Digenea indeterminado cf <i>Lepocreadiidae</i> . . . . .	112
5.8. Cestoda parásitos de breca . . . . .	113
5.9. <i>Dichelyne minutus</i> . . . . .	115
5.10. Zona oral y cabeza de <i>Hysterothylacium fabri</i> y <i>Cucullanus</i> sp. . . . .	116
5.11. <i>Hysterothylacium fabri</i> . . . . .	117



5.12. <i>Contraecum</i> spp. . . . .	119
5.14. <i>Trichiuridae capillariinae</i> . . . . .	120
5.13. <i>Philometra filiformis</i> . . . . .	121
5.15. Copepodos y nematodos parásitos de <i>P. erythrinus</i> . . . . .	122
5.16. Pennellidae . . . . .	123
5.17. Caligidae . . . . .	125
5.18. Apéndices de <i>C. diaphanus</i> ♀ de Mazarrón . . . . .	126
5.19. Lernaeopodidae . . . . .	132
5.20. Parasitos de las narinas de breca . . . . .	133
5.21. <i>Gnathia vorax</i> . Desarrollo . . . . .	135
5.22. Apéndices de <i>Anilocra physodes</i> . . . . .	137
5.23. Detalle de varios parásitos de breca . . . . .	138
5.24. Prevalencia de ectoparásitos metazoos de breca . . . . .	142
5.25. Prevalencia de endoparásitos metazoos de parásitos de breca . . . . .	143
6.1. Localización de algunos protozoos y bacterias encontrados en breca . . . . .	146
6.2. Ciclo vital de <i>Cryptocaryon irritans</i> . . . . .	148
6.3. <i>Ceratomyxa</i> cf <i>diplodae</i> en bilis de breca . . . . .	150
6.4. Granulomatosis sistémica . . . . .	155
6.5. Esplenomegalia . . . . .	155

---

## PRÓLOGO.

### Objetivos y estructura de la tesis

---

Esta tesis comprende varios trabajos independientes agrupados bajo un tema común: El estudio de la biología de *Pagellus erythrinus* (L. 1758), un pez marino conocido bajo los nombres de breca, pagel o pica.

Siendo objeto de pesca comercial en los países mediterráneos la breca no es desconocida para la ciencia en absoluto, así que un nuevo estudio podría parecer injustificado; sin embargo lo que diferencia a este trabajo de los anteriores es el enfoque. Las investigaciones previas sobre la especie están sesgadas hacia su papel en la pesca; esta tesis se centrará en su lugar en aspectos de su biología y ecología que puedan ser relevantes para su cría en cautividad, con el fin último de estudiar si puede suponer una alternativa atractiva para las empresas dedicadas a la piscicultura marina.

Se han perseguido varios objetivos secundarios.

- Lograr el desove y cría en cautividad
- Estudio del crecimiento larvario
- Mejorar los conocimientos sobre su dieta y patología en estado salvaje y en cultivo.

La tesis está estructurada en cuatro partes, cada una de ellas comprendiendo de uno a tres capítulos que pueden ser leídos de modo independiente. En la primera parte, introductoria, hablaremos de lo que es la acuicultura y su enorme importancia actual para el hombre, revisaremos brevemente su estado actual en el mundo, con especial énfasis en el caso de España e introduciremos a la especie objeto de estudio explicando porqué se ha elegido como candidata al cultivo y en que instalaciones van a tener lugar los experimentos.

Hay que notar que el término cultivo se usa de un modo especial dentro del sector. Aunque en tierra se aplique únicamente a producción humana de vegetales u hongos, aquí no tiene esta restricción. En éste trabajo *cultivo* y *cría* se usarán indistintamente y de modo equivalente a producción industrial de organismos acuáticos de cualquier tipo, no necesariamente vegetales. De hecho por tradición solo se admite como correcto el primero cuando estemos hablando de un sector o empresa (Así, nos referiremos siempre a piscicultura en vez de hablar de “ piscicría”, etc. . . ).

La segunda parte cubre aspectos de su biología reproductiva como la diferenciación sexual y maduración de la gonada, el desarrollo embriológico y larvario o el crecimiento en estado salvaje y en cautividad.

La tercera parte se centra en las relaciones de la especie con otros organismos, presentando por primera vez información conjunta detallada sobre la dieta y comunidades de parásitos para una población salvaje mediterránea concreta. El control de los patógenos se considera el problema técnico más difícil de resolver para establecer un cultivo exitoso y mantenerlo a largo plazo y la patología de la breca ha sido muy poco estudiada por lo que se ha dado una extensión especial a este bloque. Adicionalmente, el capítulo 6 describe en formato de nota tres enfermedades causantes de mortalidad en ejemplares cultivados, con un interés fundamentalmente diagnóstico.

La cuarta parte valora bajo una perspectiva conjunta las anteriores, muestra algunas recomendaciones para el cultivo y muestra las conclusiones del estudio.

# Parte I



Nuevas especies  
en piscicultura mediterránea



---

# Introducción

---

## 1.1. La producción de alimentos en un mundo en expansión

En los últimos 45 años la población humana se ha duplicado. Aunque la lucha contra el hambre ha tenido algunos éxitos importantes en éste periodo, aún existen en el planeta 868 millones de personas desnutridas cuya dieta no cubre las necesidades energéticas básicas y uno de cada cuatro niños sufre de raquitismo según la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) [164]. Además, al ritmo de crecimiento actual necesitaremos aumentar en un 60 % nuestra producción de alimentos en las próximas décadas para garantizar la seguridad alimentaria de toda la humanidad y estas dietas además deben de ser sostenibles, es decir, deben de tener un impacto razonablemente bajo en los ecosistemas, ya de por sí muy amenazados de desaparición para reconvertirlos en explotaciones agrícolas [164].

Con un 71 % de la superficie del planeta bajo el mar, los organismos acuáticos pueden ser una de nuestras mejores bazas. En 2010 el consumo de pescado aportó en promedio un 16,7 % de la proteína animal ingerida por la humanidad [5] (localmente puede superar el 45 % de toda la proteína disponible en algunos países en desarrollo) [24, 27, 28] estimándose que más de 2800 millones de personas dependen de los organismos acuáticos como principal fuente de proteínas [23, 163, 169, 175]. La pesca proporcionó, en 2011, 132 millones de toneladas de alimento humano directo [5] y la demanda sigue creciendo (nuestro apetito global de pescado supera en seis veces a la cifra de 1950 [5]). El aumento del esfuerzo pesquero sin embargo no es un camino viable para resolver nuestro problema; hoy el 60 % de las 200 especies comerciales más importantes para la pesca están sobreexplotadas o han alcanzado su límite máximo sostenible de extracción [258] y presionarlos más sólo nos llevaría a su

extinción y sustitución por medusas y otras especies de crecimiento rápido y escaso valor comercial hasta alcanzar un nuevo equilibrio ecológico, peor para nuestros intereses e irreversible a todos los efectos.

LA ACUICULTURA consiste en el *conjunto de actividades dedicadas a la cría de organismos acuáticos con técnicas encaminadas a aumentar su producción*. Más de 530 especies de plantas y animales son criados regularmente con estos fines y el valor global de la actividad supera los 100.000 millones de € [27]. Entre sus aplicaciones están el abastecer a las industrias de materias primas (perlas cultivadas, aditivos alimentarios, fármacos o cosméticos) o producir animales vivos destinados al comercio (acuariofilia) y la repoblación (tanto para pesca deportiva como para conservación de especies amenazadas); pero su objetivo principal es la producción de alimento humano de alta calidad y de hecho es el sector productor de alimentos que está creciendo más rápidamente [27].

La acuicultura contribuye al desarrollo del mundo rural y a la independencia alimentaria de numerosos países, encaja bien como parte de los sistemas de producción (permitiendo reciclar los desechos y volver a transformarlos en comida) [399] y puede instalarse en suelos improductivos para la agricultura (salobres o anegados por el mar). Además aprovecha el pienso de un modo más eficiente que la ganadería convencional (a diferencia del ganado o las aves de corral, los animales de sangre fría no necesitan mantener constante una alta temperatura corporal ni tampoco esqueletos masivos que soporten su peso, por lo que crecen rápido con menos alimento) y ha demostrado ser capaz de mantener densidades humanas altas de un modo sostenible (a diferencia de la caza o la recolección).

FAO estima que en 2011 la acuicultura podría haber producido ya más alimento humano directo que la actividad pesquera [175]; un dato que supondría un hito histórico pero que algunas voces críticas sugieren tomar con cierta cautela dado el enorme reto que supone registrar correctamente la actividad acuícola mundial <sup>1</sup>. Sin obsesionarnos mucho con las cifras, lo que parece claro es que en los últimos 30 años el sector acuícola ha crecido constantemente, a una tasa media cercana al 8% anual [87], mientras que la pesca declarada se ha estancado o desciende lentamente [27].

## 1.2. Tipos de acuicultura

LA ACUICULTURA CONTINENTAL es aquella producida en zonas alejadas de la costa aprovechando cauces fluviales de agua dulce, lagos, etc. . . Se remonta al menos a 2500 años atrás con la domesticación de ciprínidos como la carpa *Cyprinus carpio* y el pez dorado *Carassius auratus* por parte de las principales civilizaciones de la antigüedad (China, Roma, Egipto). La cría de peces de agua dulce supone hoy el grueso de la acuicultura del planeta, en torno a un 55% del peso total producido, con casi 33 millones de toneladas de pescado/año [156, 5], y de esa cantidad más del 70% corresponde a CARPICULTURA, con quince especies de la familia Ciprinidae criadas regularmente, entre las que destacan, además de las citadas: las carpas indias (*Catla catla* y *Cirrhinus cirrhosus*), la carpa de hierba (*Ctenopharyngodon idella*), los labeo rohu y de aleta naranja (*Labeo rohita* y *L. calbasu*), la carpa de plata (*Hypophthalmichthys molitrix*), el barbo de java (*Barbonymus gonionotus*), la carpa cabezona (*Aristichthys nobilis*), la brema china (*Megalobrama amblycephala* y *Parabramis pekinensis*) y las carpas negra (*Mylopharyngodon piceus*) y de fango (*Cirrhina molitorella*) [360, 137, 156, 175]. La carpa de plata fue, con 5,3 millones de toneladas, el animal con mayor producción por acuicultura en 2011, seguido de cerca por la carpa de hierba [5].

Otras familias relevantes de peces de agua dulce son Salmonidae, con el salmón (*Salmo salar*) y la trucha

<sup>1</sup>Persisten problemas tanto en la precisión como en la fiabilidad de los datos en los que se basan las estadísticas: Declarar la producción de policultivos y grupos de especies relacionadas como un único valor, computar la acuicultura extensiva como producto de la pesca, declarar una producción pesquera inferior a la real para evitar sanciones por superar la cuota, o no computar la producción de miles de pequeños acuicultores familiares en zonas remotas son algunos de los problemas apuntados en ese sentido por Pauly y Campbell [87]. Se ha pedido a varios países (China especialmente) que se esfuercen por verificar que sus datos se ajusten lo más posible a la realidad y que se adopte universalmente un único protocolo de medida

arco-iris (*Oncorhynchus mykiss*), y Ciclidae (se considera que la mejora genética por cría selectiva de la tilapia *Oreochromis niloticus*, iniciada en los años 70, obteniendo la variedad GIFT, que crece un 85% más rápido que las salvajes, es uno de los hitos de la acuicultura en la pasada década [208, 175]). También merece la pena remarcar en estos años el rápido aumento de la cría de peces gato del género *Pangasius* [175].

La acuicultura continental produce también pequeñas cantidades de reptiles y anfibios comestibles (fundamentalmente tortugas de concha blanda *Trionyx sinensis*, de las que se producen unas 290 ton./año [5], y en menor medida ranas [175] y cocodrilos) e invertebrados (fundamentalmente crustáceos decápodos). Así podríamos hablar de ASTACICULTURA, o cría de cangrejos de río de la superfamilia Astacoidea (*Procambarus clarkii*, *Cherax destructor*) y de la PENEICULTURA que trabaja con langostinos de la familia Penaeidae (*Penaeus monodon*, *Litopenaeus vannamei*), estas especies pueden criarse tanto en agua dulce como salobre [175], pudiendo ser clasificados también en el siguiente apartado.

LA MARICULTURA es la rama de la acuicultura que produce organismos marinos y de agua salobre. Este sector aporta en torno al 30% del total de la acuicultura actual [175] y combina tradición y modernidad en partes iguales. Se agrupa en dos grandes grupos según la densidad de organismos cultivados.

### 1.2.1. La maricultura tradicional

Se basa en algas y moluscos y es de tipo EXTENSIVO o SEMI-EXTENSIVO dependiendo poco de recursos externos lo que lo hace muy adecuada para países en desarrollo [35]. Emplea una tecnología y técnicas relativamente sencillas, con materiales que se pueden obtener con facilidad localmente (bambú, cuerdas), y los organismos se mantienen en densidades bajas, alimentándose de los nutrientes que trae la corriente durante la mayor parte de su vida (sin precisar aportes adicionales de alimento en esa fase). El principal papel del cultivador es cuidar de los juveniles en cautividad, fer-

tilizar ocasionalmente, recogerlos si es necesario (ante un empeoramiento de las condiciones de clima, tormentas o contaminación) y protegerlos de predadores y enfermedades. Para ello se proporcionan lugares adecuados para la fijación de larvas salvajes de mejillones (cuerdas colgantes en bateas), se sujetan directamente trozos de algas a sustratos apropiados, o se mantienen almejas y ostras en criaderos protegidos hasta que son lo bastante grandes y fuertes como para sobrevivir por sí mismas. Hay una analogía entre estas técnicas y la agricultura y no es raro oír hablar de “cultivo”, “sembrar semilla” de ostras o almejas, y términos similares.

LAS ALGAS son un componente más de la dieta en muchos países, aportando no solo proteínas, sino también Iodo, vitamina B,  $\beta$ -carotenos [317, 274] y minerales como calcio o hierro [399]. *Laminaria japonica* es un exponente típico de esta tradición y se cultiva desde 1718 aunque sus técnicas de cultivo se modernizaron realmente en la década de 1950 en China (experimentando un gran crecimiento desde entonces). Es la especie individual más producida por acuicultura en el planeta en peso (más de 73 millones de toneladas en 2012, correspondiendo a unos 4 millones y medio de toneladas/año *en peso seco* en el mercado [5]) y también la macroalga más cultivada aunque su valor de mercado por kilo producido es bajo. Se emplea directamente en la mesa o bien como alimento para la cría de abalón (*Haliotis* spp.). Otras algas rojas, pardas y verdes se cultivan también como fuente de alimento, aditivos alimentarios o cosméticos o para fertilizantes. Su producción, aunque creciente, es bastante menor lo que compensan con un superior valor de mercado. Destacan en este grupo el cultivo de *Porphyra* en Japón o de *Undaria* en Korea [317, 284, 156], pero China produce más del 60% de las algas criadas en el mundo en cualquier caso.

Los MOLUSCOS MARINOS son otra de las ramas realmente antiguas y suponen el grueso de la maricultura actual (14,4 millones de toneladas producidas en 2011) y en torno al 23% de la acuicultura total [87, 5]. Al igual que las algas su esquema de producción es extensivo y se basa a menudo en el reclutamiento de juveniles silvestres. La familia Ostreidae tiene un papel histórico y hasta hace unas décadas dominante en el sector, con ocho especies de ostión (*Crassostrea gigas*, *C. virginica*, *C. plicatula*, *C. rivularis*, etc. . .) y dos ostras (*Ostrea edulis* y *O. chilensis*) cultivadas regularmente, algunas de ellas desde el imperio romano [399].

Ambos géneros de Ostreidae requieren manejos distintos: las *Ostrea* son vivíparas, protegiendo a las larvas en su manto hasta que crecen lo suficiente para ser expulsadas a la corriente; las *Crassostrea* en cambio no proporcionan cuidados parentales (obligando al hombre a asumir esos cuidados y mantenerlas en lugares protegidos libres de estrellas o cangrejos hasta que alcanzan cierto tamaño, ya que en sus primeras etapas son muy vulnerables a los predadores), pero lo compensan creciendo más deprisa y siendo mucho menos exigentes en sus requerimientos ambientales (soportan menores salinidades o quedar expuestas en seco al sol durante más tiempo, lo que facilita mucho el control de predadores y patógenos). Todo esto ha fomentado su interés mayoritario por los ostricultores frente a las mucho más delicadas ostras [399].

El trono del molusco más cultivado actualmente no lo ocupa una ostra sin embargo, sino *Ruditapes philippinarum* (Veneridae), una almeja japonesa reintroducida por todo el mundo. Con una producción acuícola de 3,6 millones de toneladas en 2011 [5] es a la vez el principal molusco, el primer animal marino y el cuarto animal acuático (por detrás de las carpas de plata, de hierba y común) más criado por el hombre [5]. Otros grupos remarcables criados como alimento incluyen a navajas (*Simonovacula*) [5], y en menor medida otras almejas (*Venerupis*, *Mercenaria*, *Meretrix*), vieiras de aguas profundas (*Chlamys*, *Patinopecten*) o mejillones, de los que hablaremos más adelante, incluyendo también a unos pocos gasterópodos de muy alto valor comercial (*Haliotis*, *Trochus*) [399].

La mayor parte de estas especies solo empezaron a criarse en masa recientemente. Entre 1940 y 1970 varias epidemias sucesivas de protozoos y hongos patógenos golpean seriamente a la ostricultura [399] presionando al sector en crisis a reinventarse y buscar nuevas soluciones en la investigación. Las nuevas tecnologías desarrolladas llevarían al nacimiento de una manera totalmente distinta de ver la acuicultura, cambiando las sogas, tejas y cañas de bambú por tanques de fibra de vidrio y laboratorios que permitieran el control del proceso productivo a un nivel mucho más fino.

### 1.2.2. La maricultura moderna

Esta rama tiene apenas unos 60 años de historia pero en este tiempo ha generado un gran interés y sigue ganando terreno. A diferencia de la tradicional consume una gran cantidad de recursos científicos, tecnológicos, o de materias primas y tiene una vocación decididamente intensiva, manteniendo a los organismos a altas densidades en entornos altamente controlados durante sus primeras etapas y dejando la menor cantidad de variables posibles al azar. Al contrario que la pesca, la evolución de la acuicultura presenta una tendencia a escalar progresivamente por el nivel trófico, con un interés creciente por la cría de superpredadores [87].

El mejor exponente del grupo es la PISCICULTURA MARINA. Su desarrollo siempre se vió impedido por la imposibilidad de sacar adelante las diminutas larvas de peces marinos en sus primeras semanas de vida y tuvo que limitarse tradicionalmente al engorde de alevines de Mugilidae y Chanidae encerrados en estanques costeros y estuarios durante las mareas vivas [23, 399]. Los criadores no podían hacer ningún tipo de selección genética y estaban a merced de las fluctuaciones anuales en la abundancia de alevines salvajes. Este cuello de botella tecnológico no pudo salvarse hasta finales de los años 60, al descubrir que el rotífero microscópico *Brachionus plicatilis* era la solución para alimentar a las larvas de peces en sus primeros días de vida. Esta especie soporta un amplio rango de temperaturas y salinidades, forma huevos de resistencia (que pueden ser congelados o desecados durante varias semanas y enviados a cualquier lugar del mundo), puede criarse fácilmente en masa y presenta un tamaño adecuado para la boca de las larvas de muchas especies de peces y un movimiento lento y constante que desencadena el reflejo de captura. Además puede cebarse a voluntad con diversos suplementos que completan su valor nutricional. El uso de diversas cepas de *Brachionus* permite la supervivencia de las larvas de peces hasta que son lo bastante grandes para poder ingerir nauplios del crustáceo *Artemia salina* y piensos compuestos [35]. La piscicultura marina moderna tiene una fuerte dependencia de materias primas externas de origen marino que deben de ser aportadas por la pesca comercial y ambos sectores están muy relacionados [24].

La producción mundial de peces marinos (excluyendo diádromos) aún es baja; dos millones de toneladas (2,4% de la acuicultura actual) en 2011, frente a las

14 millones de ton. producidas de moluscos en el mismo año [5], pero su importancia como impulsor de la acuicultura y generador de nuevas tecnologías que benefician a todo el conjunto es indiscutible.

Un segundo sector típicamente moderno de la maricultura es el que se dedica al CULTIVO DE CRUSTÁCEOS. Entre las especies remarcables cultivadas por este sector están el langostino tigre *Penaeus monodon* y otras especies similares de *Penaeus* o el cangrejo de mitones *Eriocheir sinensis*, pero destaca sobre todo el camarón de patas blancas (*Litopenaeus vannamei*) originario de la franja costera entre Perú y México y empezado a criar en la década de 1970. Las 2,8 toneladas producidas en 2011 se tradujeron en un valor total de mercado de más de doce mil millones de dólares americanos por año [5] lo que lo convierte en el organismo individual más rentable de la acuicultura actual. Esta especie puede vivir en agua dulce, salobre o salada y se cria en extensivo y semi-extensivo en Latinoamérica, en intensivo en varios países Asiáticos y en un modo especial *superintensivo* en USA que implica un sistema practicamente cerrado al exterior, sin salida de agua al exterior (sólo se repone la que se evapora de los tanques) y sin descarga de residuos o patógenos al medio. El material vegetal aportado y los propios residuos son reciclados por colonias de bacterias que a su vez sirven de alimento a los camarones juveniles. Las granjas extensivas americanas de langostino han sido duramente criticadas por haberse implantado en zonas muy ricas en biodiversidad de bosque de manglar (que fue totalmente arrasado y sustituido por monocultivos de camarón) así que la aparición de sistemas de producción con huellas ecológicas muy bajas como este, es un signo esperanzador para una acuicultura realmente sostenible en el futuro.

Otra tendencia de la acuicultura moderna que reduce su impacto ambiental es a imitar a la naturaleza e ir sustituyendo los sistemas basados en una única especie por POLICULTIVOS de varias especies que complementan su actividad. Esto optimiza el espacio y da una mayor seguridad económica al empresario frente a eventos como epidemias o fluctuaciones en el valor del mercado (permite sacar el producto escalonadamente al mercado y cosechar en diferentes épocas del año). Criar abalones junto a las algas de las que se alimentan, “sembrar” juntas varias especies de bivalvos o introducir peces que limpian los cultivos de laminarias de sus algas competidoras son algunos ejemplos.



### 1.3. La acuicultura en el mundo

La Fig. 1.1 muestra la producción mundial de animales acuáticos por las naciones más importantes del sector desde 2002 (El último año con estadísticas oficiales de FAO publicadas cuando esto se escribió era el 2011 [5] aunque se incluyen también algunos datos no oficiales para 2012 [165, 28]).

La acuicultura es un sector estratégico en Asia, con trece países entre los veinte principales productores mundiales [5]. La figura pone de relieve el indiscutible liderazgo de China, que produce ella sola más que el resto del planeta (65 % del total en peso en 2011). Su enorme flota pesquera, la mayor del mundo, le garantiza el suministro de harinas de pescado para piscicultura. India, Vietnam e Indonesia también han apostado fuertemente por el pez *Chanos chanos* y el langostino *Penaeus monodon* [87] además de varias especies de ostras y almejas; y Bangladesh experimenta actualmente un fuerte crecimiento gracias a la Tilapia, carpas y diversos camarones y gambas. Las macroalgas (no incluidas en la Fig. 1.1) aportaron otros 11,5 y 5 millones de toneladas en peso fresco a China e Indonesia respectivamente durante 2011 [5].

El año 2005 fue muy difícil para los países del Golfo de Bengala tras el gran tsunami que dejó detrás 280.000 muertos desde Indonesia a Somalia y los sectores pesquero y acuícola estuvieron entre los peor parados. Miles de pescadores y acuicultores desaparecieron y el resto lo perdió todo (la flota pesquera quedó destruida, los estanques de acuicultura barridos de animales y colmatados de limo tóxico y las zonas cultivables y los principales acuíferos infiltrados de agua salada). En muchas provincias la acuicultura tuvo que ser reconstruida desde cero con la ayuda internacional y esto, paradójicamente, la beneficiaría al suponer una oportunidad única para ordenar el sector y atraer expertos extranjeros. Se crearon comisiones con apoyo gubernamental para asesorar a los acuicultores pobres y descoordinados en el control de las enfermedades, asociaciones y cooperativas, modernización de los métodos productivos, uso de especies más tolerantes a la sal (como *Litopenaeus vannamei*) y reconstrucción de los manglares talados para que actúen como defensas costeras [176].

El resultado final será un desarrollo del sector aún más vigoroso tanto en los países afectados como en

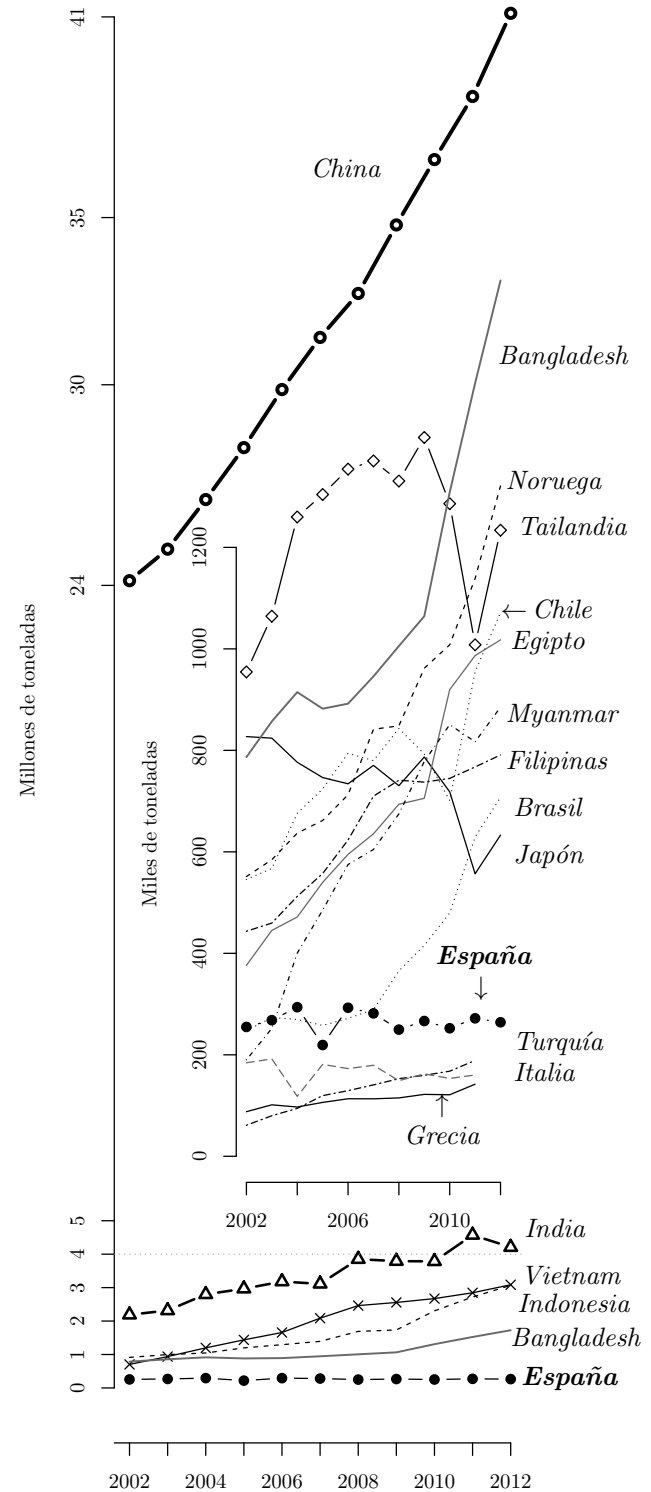


Figura 1.1: Evolución de la producción acuícola animal por países entre 2002 y 2012 (Véase texto). Fuentes: [5, 28, 165]

otras partes del planeta. Brasil y Ecuador (Characidae y peces gato) o Malasia estarán en éste nuevo grupo emergente aumentando bruscamente su producción en 2008 y amenazando el liderazgo de Chile (Salmonidae) como mayor productor americano [163, 175, 5].

En esta escena global de intenso crecimiento, un país destaca sin embargo por lo contrario. Japón sufriría la segunda gran catástrofe humanitaria que afecta al sector en éstos años: el tsunami y terremoto que golpeó el este del país en 2011 matando a 15.000 personas, así que la caída en dicho año es comprensible; pero su tendencia negativa en realidad viene de atrás siendo el único grande que ha perdido producción neta (Incluso Tailandia creció débilmente entre 2002 y 2011).

Esto no significa en absoluto que Japón esté perdiendo interés por la acuicultura sino que sigue una estrategia distinta que prima el valor comercial por encima de la cantidad. Su industria se basa en 80 especies de moluscos, crustáceos y peces entre los que destaca el carángido pelágico *Seriola quinqueradiata* [358, 399]. La temporada de cría de la serviola japonesa empieza con su captura como larva entre abril y mayo y dura hasta finales de diciembre cuando casi todos son sacrificados y se venden antes de cumplir el año (las jaulas restantes se mueven al sur del país para que las serviolas puedan sobrevivir al invierno) [399]. Al ocurrir en marzo el tsunami apenas afectó por tanto al ciclo productivo de una de sus especies estrella y además el dinero de los acuicultores estaba en el banco en ése momento, no en el mar, aportándoles la liquidez necesaria para afrontar la nueva temporada. A pesar de tener que reconstruir y trasladar las jaulas flotantes y la flota pesquera auxiliar de sardina (que las abastece) lejos de las zonas contaminadas, y de perder 200 millones de toneladas de producción [5], la acuicultura japonesa cerró la temporada de 2011 facturando casi lo mismo que en 2010 gracias a los ajustes en el precio de mercado, lo cual no deja de ser una hazaña.

Aún es pronto para evaluar el daño hecho a las acuiculturas japonesa, coreana o taiwanesa a medio o largo plazo; la naturaleza del problema es mucho más insidiosa que en Banda Aceh por la interminable sucesión de vertidos de agua radioactiva al mar desde Fukushima que probablemente impedirán pescar o producir alimentos de modo seguro en parte de la costa durante décadas, pero el valor de mercado del sector acuícola japonés no ha dejado de crecer, aún produciendo menos cantidad cada año, y es probable que pueda recu-

perarse con relativa facilidad.

Para concluir, Asia produjo en 2011 el 91 % del peso total y el 79 % del valor económico del sector (más de 107.000 millones de dólares, de los cuales 64.000 millones fueron directamente para China, 9.000 millones para la India y otros 4.500 millones para Japón) [5].

### 1.3.1. La acuicultura europea

La figura incluye también a varios países mediterráneos que crían peces marinos. Europa cultiva regularmente unas 10 especies de peces y moluscos [168, 25, 28] lo que proporciona unos 123.000 empleos directos, especialmente entre Rusos, Franceses y Españoles [175]. Noruega es el principal líder europeo y sexto mundial gracias a la piscicultura de Salmonidae (que supone más del 75 % de la producción europea total) y mantiene el control sobre su mercado. Su producción se ha duplicado al menos en los últimos años. España es la *segunda potencia europea* en acuicultura (decimonovena en el ranking mundial) produciendo unas 265.000 toneladas de media anual [5], de las cuales la inmensa mayoría corresponden a mejillón (*Mytilus edulis* y *M. galloprovincialis*). Francia le sigue de cerca gracias a las ostras y Grecia controla el 50 % de la producción de dorada (*Sparus aurata*) y lubina (*Dicentrarchus labrax*), repartiéndose el otro 50 % entre Turquía, Italia y nuestro país [25].

La cría del mejillón, o MITILICULTURA, ha hecho a España el líder europeo en su clase aportando el 84 % de toda la producción nacional en 1999 [395]. Desde entonces ha superado crisis importantes, mareas rojas y desastres como el del Prestige en 2002, y ha sido testigo del desarrollo de otros sectores, pero el mejillón sigue aportando el grueso de la producción nacional. La historia de la mitilicultura se remonta a finales del siglo XIX con algunas experiencias esporádicas e iniciativas aisladas en las rías gallegas, pero el cultivo moderno en bateas no se intentará seriamente hasta la primera mitad de los años 40. Desarrollar la tecnología y crear un nuevo mercado asociado a la industria conservera desde cero, contando únicamente con los medios propios y sin planes de investigación ni apenas intervención estatal, llevará cuatro décadas [395]. La mitilicultura es hoy un sector estratégico para Galicia, generando más de 20.000 puestos de trabajo, directo o indirecto, y unos 90 millones de euros al año [395].

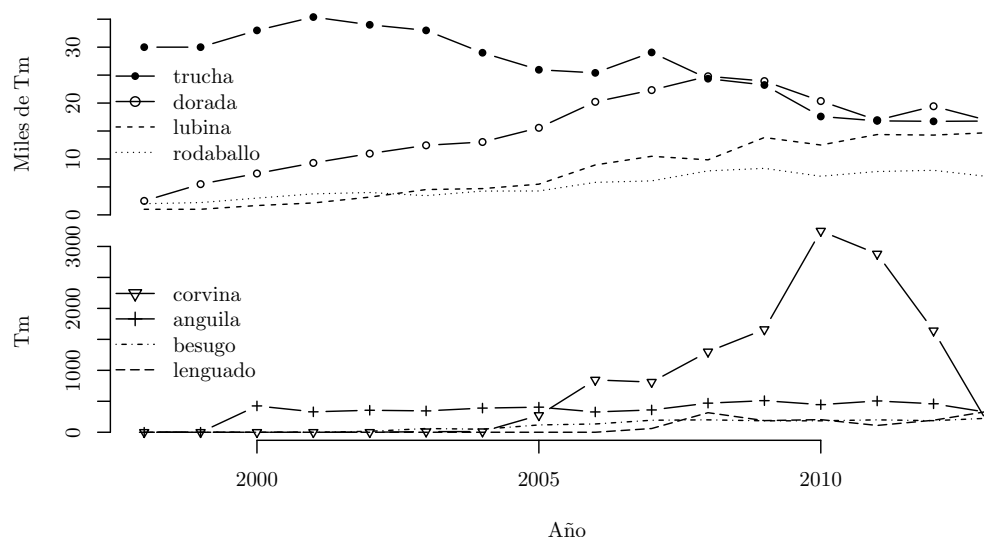


Figura 1.2: Producción (peso fresco en el mercado) de las principales especies de peces criadas en España entre 2000 y 2013. Sólo se indican aquellas cuya producción supera las 100 tm/año [423, 24, 25, 26, 27, 28].

La Fig. 1.2 Muestra las principales especies de peces criadas en nuestro país. Andalucía produce además pequeñas cantidades de caviar del esturión (*Accipenser naccari*) destinadas al mercado del lujo, y en Murcia han surgido empresas dedicadas a la captura en el Mediterráneo de atún vivo que es cebado durante unos meses y exportado al exigente mercado japonés una vez que alcanza su nivel de grasa óptimo [27, 28]. El sector depende por tanto de la disponibilidad de stocks salvajes, un caso análogo al de las granjas de anguila en la comunidad Valenciana, que capturan y engordan anguila salvaje desde 1984 [395].

La PISCICULTURA CONTINENTAL empieza en 1961 con la cría de trucha arco-iris desde huevo. En 1968 se alcanza ya una producción de mil toneladas, que iría subiendo hasta un techo de 35.000 t en 2001 [395] (Fig. 1.2). Desde entonces los precios han caído, especialmente por la competencia de Noruega (que inunda el mercado de salmón barato, subiendo o bajando los precios según le convenga) o de la trucha francesa. Aunque el mercado nacional de la trucha es estable, sus perspectivas de crecimiento son bajas y China cultiva actualmente más trucha arco-iris que España [26, 395, 28].

Los inicios de la PISCICULTURA MARINA en España se remontan al engorde de alevines de peces marinos en salinas andaluzas. A partir de 1973 se crean empresas que empezarán a investigar con lubina y dorada (las dos especies más prometedoras criadas en las charcas costeras salobres), una apuesta e inversión privada en I+D que se va a alargar unos 15 años [442, 111, 395]. En los 80 empieza el interés por una tercera especie, el rodaballo (*Psetta maxima*), que también va a tener un peso importante en esta primera etapa [395]. A finales de los 80 nuestro conocimiento sobre los tres ha aumentado lo suficiente como para entrar en la no menos delicada fase comercial. La entrada en la Comunidad Económica Europea en 1986 va a generar subvenciones e incentivos para acuicultura que atraerán a emprendedores desde el sector, muchos de ellos asociados al sector pesquero y sin el suficiente conocimiento científico que pronto van a descubrir que una cosa es pescar a un animal y otra muy diferente mantenerlo sano y lograr que crezca. La falta de expertos llevará a grandes fracasos y el hundimiento de sectores enteros, como los basados en almejas o langostino que nunca llegarían a recuperarse de su salida en falso [395].

Las empresas que sí tienen éxito en la producción, aún tienen que competir por un puesto en el mercado,

especialmente en las grandes superficies. Esto generará una guerra de precios a la baja, mientras que el gasto en pienso, medicaciones o mantenimiento de instalaciones siguen aumentando. Esta inestabilidad lleva al sector del rodaballo a una fuerte crisis en 1992 (cuando el precio que el mercado está dispuesto a pagar ya no cubre los costes anuales de producción), y los de la dorada y lubina pasarán una crisis similar entre 1999 y 2002. Ambas llevan a reestructuraciones importantes en las que sólo las empresas mayores y con más recursos sobrevivirán, mientras que el resto serán absorbidas por las anteriores o desaparecerán, quedando a la producción, o sus fases clave, concentrada en unas pocas manos. El rodaballo por ejemplo va a quedar en manos de una única empresa enorme, de capital mayoritariamente noruego y otras nueve empresas independientes de tamaño medio [395]. Esta situación llevará a una estabilización de los precios en un sector maduro y rentable.

En 2003 la producción de rodaballo se había doblado en cinco años [423] y en 2005 España produjo 56.721 toneladas de peces [26], creciendo en más de un 400 % en 10 años; sin embargo los otros países también están creciendo, y a mayor velocidad. Entre 1992 y 2001 se pasó de producir 33.000 a 250.000 toneladas de peces marinos en el mediterráneo, en gran parte gracias a Egipto, país que entre 2002 y 2011 casi multiplicó por cuatro su producción de Tilapia y Mugilidae hasta acercarse al millón de toneladas [13, 193]. La globalización del mercado ha traído la importación de pescado barato (criado bajo legislaciones ambientales o laborales menos exigentes), y otros riesgos como la generalización de las epidemias. A pesar de que España está entre los países europeos que consume más pescado *per capita*, a las grandes superficies les resulta más ventajoso importar *Pangasius* desde Indonesia, almeja italiana, salmón noruego o dorada griega o turca y estamos aumentando nuestra dependencia de otros países para cubrir nuestra demanda. En los últimos años nuestra producción ha crecido poco y muy por debajo de la demanda existente (Fig. 1.1 en Pág. 7).

Este escenario de fuerte competencia hace que la supervivencia de cientos de empresas dependa de lograr sacar al mercado nuevos productos exclusivos; bien mediante el procesado de los existentes (fileteado, ahumado, envasado, congelados), bien criando animales que puedan ser diferenciados claramente por el consumidor, abrir nuevos nichos de mercado y controlarlos en exclusiva. Las denominadas nuevas especies.

El término NUEVAS ESPECIES equivale en acuicultura a aquellas cuyas posibilidades de cultivo se están investigando y en las que la tecnología o el mercado no ha alcanzado el grado de desarrollo que permite producirlas de manera regular. El proceso de domesticación no es sencillo, como hemos visto, y cada etapa presenta gran cantidad de nuevos problemas a resolver. Pueden transcurrir décadas hasta que podemos adquirir en el mercado ejemplares de segunda o tercera generación criada en cautividad y durante este periodo no son raros los fracasos, la pérdida de lo adquirido con mucho esfuerzo y la necesidad de replantearse el camino y volver a empezar. En general es un proceso delicado, desafiante y muy caro. Una de las más prometedoras actualmente es el atún *Thunnus maccoyii* del que se ha conseguido cerrar el ciclo en Japón en la década pasada aunque aún no se comercializa [175].

En España se empezaron a producir a partir de 2002 pequeñas cantidades de besugo (*Pagellus bogaraveo*) y en 2003 empieza a criarse corvina (*Argyrosomus regius*), especie cuya producción creció muy rápidamente pero que en los últimos años ha caído drásticamente por problemas de mercado y ausencia de permisos por parte de la administración, reticente al establecimiento de granjas marinas [28] (Fig. 1.2). Esto ha devuelto parte del interés por el lenguado senegalés (*Solea senegalensis*) cuyas enfermedades habían pospuesto su lanzamiento definitivo al mercado durante años y para el que finalmente se están levantando varias instalaciones en estos momentos [28]. El abadejo (*Pollachius pollachius*) por su parte tampoco ha conseguido despegar por el momento [381, 24, 27, 28].

Otras muchas especies están actualmente en fase de investigación en Europa, destacando entre otras, el crecimiento de la cría de bacalao (*Gadus morhua*) en Noruega en la primera década del siglo XXI y numerosos espáridos (*Dentex dentex*, *Pagrus pagrus*, *Sparus auriga* o *Diplodus* spp.); esciéndidos (*Sciaena umbra*, *Umbriina cirrosa*), o grandes carángidos y túnidos pelágicos (*Seriola dumerili*, *Thunnus thynnus*) en los países mediterráneos [104, 301, 3, 2, 464, 140, 175]. No siempre se supera la fase experimental por falta de rentabilidad y el desarrollo de técnicas de cultivo suele ser un proceso que implica la lenta adquisición de experiencia a lo largo de años de ensayo y error. La elección de la especie correcta antes de empezar y la diversificación y diferenciación del resto del mercado son por tanto muy importantes [244].

## 1.4. La especie estudiada

### 1.4.1. La familia Sparidae

- FILO CHORDATA
  - Subfilo Vertebrata
    - CLASE OSTEICHTHYES
      - Superorden Acanthoptergii
        - Orden Perciformes
          - Suborden Percoidei
            - Superfamilia Sparoidea
              - ◇ Familia Centracanthidae
              - ◇ Familia Lethrinidae
              - ◇ Familia Nemipteridae
              - ◇ **Familia Sparidae**

Los espáridos, familia a la que pertenece la breca, ocupan un lugar destacado en las zonas litorales por su abundancia e importancia económica. Sargos, doradas, pargos, hurtas, besugos, dentones y bogas son bien conocidos y apreciados por el hombre en aguas tropicales y templadas de todo el mundo. Actualmente existen 33 géneros válidos, con unas 112 especies distribuidas en dos grandes áreas geográficas evolutivas, la zona Atlántica y el Este Asiático [206, 46, 374, 178].

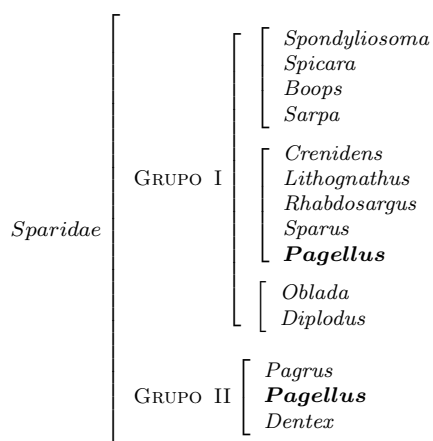
Dos de ellas se crían masivamente en cautividad, una en Europa y la otra en Japón y Australia. En ésta tesis usaremos siempre DORADA o bien *Sparus aurata* Linnaeus, 1758 para referirnos a la primera y PARGO ROJO o bien *Pagrus auratus* (Bloch & Schneider 1801) para referirnos a la especie japonesa <sup>2</sup>. La familia muestra igualmente varios ejemplos de *nomina conservanda* con excepciones protegidas a las reglas habituales de nomenclatura [392, 390].

Los géneros se agruparon en 6 subfamilias atendiendo a su tipo de dentición [487, 373, 178]. En el Mediterráneo habitan 24 especies autóctonas (★), una especie de origen tropical (‡) y dos especies lessepsianas (†) , que no llegan a España [46, 390]. El símbolo § indica los géneros cultivados:

Sparidae	Boopsinae	<ul style="list-style-type: none"> <li><i>Boops</i>*</li> <li><i>Crenidens</i>†</li> <li><i>Gymnocrotaphus</i></li> <li><i>Oblada</i>*</li> <li><i>Pachymetopon</i></li> <li><i>Polyamblyodon</i></li> <li><i>Sarpa</i>*</li> <li><i>Spondyliosoma</i>*</li> </ul>
	Diploinae	<ul style="list-style-type: none"> <li><i>Archosargus</i></li> <li><i>Diplodus</i>* ‡ §</li> <li><i>Lagodon</i></li> </ul>
	Denticinae	<ul style="list-style-type: none"> <li><i>Argyrozona</i></li> <li><i>Cheimerus</i></li> <li><i>Dentex</i>* §</li> <li><i>Petrus</i></li> <li><i>Polysteganus</i></li> <li><i>Sparidentex</i></li> </ul>
	Pagrinae	<ul style="list-style-type: none"> <li><i>Argyrops</i></li> <li><i>Evygnis</i></li> <li><i>Pagrus</i>*</li> </ul>
	Pagellinae	<ul style="list-style-type: none"> <li><i>Boopsoidea</i></li> <li><i>Lithognathus</i>*</li> <li><b><i>Pagellus</i>*</b></li> </ul>
	Sparinae	<ul style="list-style-type: none"> <li><i>Acanthopagrus</i> §</li> <li><i>Calamus</i></li> <li><i>Chrysoblephus</i></li> <li><i>Cymatoceps</i></li> <li><i>Porcostoma</i></li> <li><i>Pterogymnus</i></li> <li><i>Rhabdosargus</i>† §</li> <li><i>Sparodon</i></li> <li><i>Sparus</i>* §</li> <li><i>Stenotomus</i></li> </ul>

<sup>2</sup>En Asia también se cría regularmente una tercera especie (*Acanthopagrus schlegelii*) de aspecto adulto similar al de la dorada pero que puede diferenciarse por su dentadura, carecer de la banda amarilla uniendo los ojos típica de *S. aurata* y una cabeza menos maciza. Irónicamente aparece en la bibliografía como *Sparus macrocephalus*. Esta puntualización no es gratuita porque la proliferación y pervivencia de sinónimos es una característica típica de la familia y una fuente de confusión notable en la bibliografía. Así podemos encontrar por ejemplo, *Sparus auratus* L., 1758, que se refiere a la dorada, pero también *Sparus auratus* Houttuyn, 1782 que es un sinónimo del pargo rojo. Este último aparece aún en trabajos actuales citado como *Pagrus major*, *Pagrosomus major*, *Pagrosomus unicolor*, *Pagrus micropterus*, *Chrysophrys auratus*, *Chrysophrys guttulatus*, *Chrysophrys major* o incluso *Chrysophrys major* [170]

Algunos estudios recientes basados en el ADN mitocondrial [373, 222, 374] han cambiado por completo este punto de vista tradicional. Concluyen que esta división es artificial porque espáridos alejados filogenéticamente con dietas similares comparten el mismo tipo de dentición por convergencia evolutiva. Según la filogenia de Sparidae propuesta por Orrell y colaboradores en 2002 [374] los 12 géneros mediterráneos se agruparían en dos ramas evolutivas de la siguiente manera.



Destaca la propuesta de inclusión entre los Sparidae de un nuevo género, *Spicara*, transferido desde la familia Centracanthidae y considerado muy próximo a *SpondylIOSoma*. *Spicara* es uno de los dos géneros que aparecen en dos ramas filogenéticas a la vez. El otro es, precisamente, el género al que pertenece la breca.

### 1.4.2. El genero *Pagellus*

*Pagellus* Valenciennes, 1830 (syn. *Nudipagellus* Fowler, 1925) se caracteriza por presentar a la vez dientes molariformes (laterales) y otros anteriores cónicos de tamaño modesto y aciculares, nunca modificados en forma de pala ni formando grandes caninos [46]. Como en los demás espáridos presenta una caudal homocerca bien escotada, aletas dorsal y anal únicas, con espinas en su zona anterior y radios blandos en su parte posterior, y aletas pares bien desarrolladas, estando las pélvicas en disposición torácica. Dentro del género la dorsal presenta 12 (raramente 13) espinas duras, cortas y subiguales y entre 9 y 13 radios blandos. La anal presenta siempre tres espinas y un número variable de ceratotriquiás, que es útil en la identificación de las especies.

Actualmente incluye cinco especies de tamaño medio y alto interés comercial (Tabla 1.1) que habitan en el Atlántico NE y el Mediterráneo, con la excepción de *Pagellus affinis*, propia del Océano Índico [390]. Asimismo se reconocen dos subespecies válidas para *Pagellus bellotti*, especie Atlántica presente en el lado africano del Estrecho de Gibraltar pero que no parece alcanzar la península Ibérica ni tampoco el archipiélago Canario. Otras muchas especies asignadas al género se consideran hoy incorrectas (para su estatus actual véase la Tabla 1.2 en la Pág. 13).

FILOGENIA. La breca posee un cariotipo de 24 pares de cromosomas, en su gran mayoría de tipo acrocéntrico [100], comparte este rasgo con otras especies como el aligote *Pagellus acarne*, la herrera *Lithognathus mormyrus*, la oblada *Diplodus annularis*, el sargo *D. sargus*, *S. aurata* o la salpa *Sarpa salpa*. La subfamilia pagellinae incluía dos géneros más por su dentición si-

Tabla 1.1: Especies y subespecies en el género *Pagellus*

Nombre científico	Español	Inglés	Sinónimos
<i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1827)	Aligote	Axillary Seabream	<i>Sparus axilaris</i> Perez, 1820 <i>Pagrus acarne</i> Risso, 1827
<i>Pagellus affinis</i> Boulenger, 1888	Pandora Arabe	Arabian Pandora	
<i>Pagellus bellotti bellotti</i> Steindachner, 1882 <i>Pagellus bellotti natalensis</i> Steindachner, 1903	Breca chata	Red Pandora	<i>Dentex cunninghamii</i> Regan, 1905
<i>Pagellus bogaraveo</i> (Brünnich, 1768)	Besugo	Blackspot Seabream	<i>Sparus bogaraveo</i> Brünnich, 1768 <i>S. centrodontus</i> Delaroche, 1809
<i>Pagellus erythrinus</i> (L., 1758)	Breca, Pagel	Common Pandora	<i>Sparus erythrinus</i> L., 1758



Tabla 1.2: Especies de *Pagellus* no válidas.

Sinónimo	Nombre correcto
<i>Pagellus owenii</i> Günther, 1859	<i>Pagellus acarne</i>
<i>Pagellus canariensis</i> Valenciennes, 1838	<i>P. erythrinus</i>
<i>Pagellus centrodonatus</i> (Delaroche, 1809)	<i>P. bogaraveo</i>
<i>Pagellus cantabricus</i> Asso, 1801	
<i>Pagellus natalensis</i> Steindachner, 1903	<i>P. bellotti natalensis</i>
<i>Pagellus coupei</i> Dieuzeide, 1960	<i>P. bellotti bellotti</i>
<i>Pagellus mormyrus</i> Linnaeus, 1758	<i>Lithognathus mormyrus</i> (Linnaeus, 1758)
<i>Pagellus goreensis</i> Valenciennes, 1830	
<i>Pagellus lithognathus</i> (Cuvier, 1829)	<i>Lithognathus lithognathus</i>
<i>Pagellus penna</i> Valenciennes, 1830	<i>Calamus penna</i> (Valenciennes, 1830)
<i>Pagellus humilis</i> Poey 1872	
<i>Pagellus calamus</i> Valenciennes, 1830	<i>Calamus calamus</i> (Valenciennes, 1830)
<i>Pagellus orbitarius</i> Poey 1872	
<i>Pagellus caninus</i> Poey 1872	<i>Calamus bajonado</i> (Bloch y Schneider, 1801)

milar, *Lithognathus*, con cuatro especies de librea gris con rayas verticales negras, y *Boopsoidea* con una única especie sudafricana con 11 radios blandos en la aleta anal [46]. El ADN mitocondrial indicó que los tres géneros estaban bastante alejados entre sí y que además *Pagellus* sería un género polifilético cuyo estatus necesita ser revisado [373]. Así la breca y *P. bellotti* estarían próximas a *Pagrus* o *Dentex*, mientras que el besugo estaría mucho más próximo a sargos, bogas y especialmente a la dorada [374, 222]. En otro estudio sobre el ADN satélite de los espáridos españoles [184] se han encontrado secuencias que apoyan la idea de un parentesco cercano entre *Pagellus erythrinus*, *Pagrus pagrus* y *Pagrus auriga*.

### 1.4.3. La especie *Pagellus erythrinus*

**Morfología externa y especies similares** Cuerpo comprimido lateralmente que puede superar los 60 cm de talla [46]. No existe dimorfismo sexual aparente. Ambos sexos presentan una coloración rosa claro metálico en las partes superiores y blanco plateado uniforme en vientre y mejillas con tintes rojos en la frente y la boca (Figura 1.3 en Pág. 14). El ojo color miel presenta una barra horizontal amarillo pálido, y el borde posterior del opérculo es carmín. Las aletas son enteramente rojizas salvo en el caso de la anal y pélvicas que son blancas. En vivo, el dorso presen-

ta algunos puntos iridiscentes de color azul eléctrico esparcidos irregularmente y también puede presentar un bandeo temporal. Puntos y bandas desaparecen rápidamente al morir el pez.

Otros espáridos rosados pueden asociarse temporalmente con la breca, y de hecho se han encontrado juveniles solitarios de estas especies camuflados entre nuestros lotes de breca salvajes que no fueron detectados hasta que se sacó a los peces para registrar su crecimiento. Diferenciarlos de la breca puede ser complicado salvo que se tengan en la mano, especialmente con peces de pequeño tamaño.

La especie con la que se confunde a la breca más frecuentemente es el **pargo común** (*Pagrus pagrus*). Esta especie tiene una estructura más maciza a igual tamaño y en términos generales se diferencia bien por su cuerpo más recio, diferente inclinación de la frente y por la coloración de las mejillas y aleta caudal [46]; pero estas características pueden estar poco marcadas en ejemplares estresados, pequeños o en algunos adultos. En mano posee una dentición distintiva. El pargo común (europeo) y el pargo rojo (asiático) son especies distintas y no deben de confundirse entre sí.

El **besugo** y el **aligote** se diferencian por poseer cabezas más redondeadas con ojos de mayor tamaño, un color del cuerpo cobrizo, mucho más grisáceo que en la breca (*P. acarne*) o una mancha negra en la base de



Figura 1.3: Morfología externa de *Pagellus erythrinus*.

la aleta pectoral (*P. bogaraveo*). En mano pueden observarse el color de la mucosa oral, los radios blandos de la aleta anal y la diferente extensión de las escamas de la frente [46, 174].

Los juveniles de la **sama de pluma** (*Dentex gibbosus*) también pasan fácilmente por breca al poseer un aspecto y coloración muy similares. Se distinguen por sutiles diferencias en el punteado dorsal, que tiende a formar líneas paralelas iridiscentes de color verde manzana [194], por tener blanca la mitad de la cola, rasgo que puede difuminarse en ejemplares estresados, y por un filamento largo en la aleta dorsal que es su principal característica distintiva en el mar [47], pero que es poco visible fuera del agua al quedar aplicado contra el dorso y se rompe fácilmente. Aunque los juveniles presentan colmillos finos y poco salientes, en mano es concluyente la ausencia de molares y el poseer hasta 18 branquiespinas (frente a un máximo de 15 en breca) [46, 47]. Habita fondos de roca y arena [194].

La **zapata** *Sparus caeruleostictus* es otra especie rosada con manchas azules dispersas irregularmente por el dorso [487, 46]. La parte anterior de su aleta dorsal presenta algunas espinas mucho más largas que el resto, pero que ni llegan a ser filamentosas ni se pierden

al llegar a adulto como en *D. gibbosus*. En mano se diferencia por su dentición y su frente algo más alta [46]. Prefiere fondos rocosos, lo que reduce las posibilidades de mezclarse con la breca en la naturaleza [47].

El **dentón** (*Dentex dentex*) se diferencia fácilmente por su coloración gris-crema en vez de rosada, punteada de azul marino, esmeralda y verde oscuro imitando a la arena. También puede presentar bandas anchas oscuras. Posee una mandíbula masiva con largos caninos y el borde superior del opérculo no es rojo [46]. En cualquier caso su silueta de cabeza triangular es similar a la de la breca, por lo que en los fondos detríticos mal iluminados donde ambas especies coinciden pueden confundirse con ella [84].

**Biología y área de distribución** La breca es el *Pagellus* con mayor afinidad por el Mar Mediterráneo, colonizando la totalidad de su litoral, así como el único que puede aparecer ocasionalmente en el Mar Negro [46] (Fig. 1.4 A). Parece ser más abundante en el sur del Mediterráneo que en el Norte [471]. También vive en la zona litoral del Atlántico Nordeste entre Mauritania e Irlanda pudiendo aparecer de manera excepcional al Norte del Canal de la Mancha (Escan-



dinavia) [154, 46]. Común en Canarias [194], presente en Cabo verde y Madeira [178] y ausente en las Azores. Al sur de Senegal es sustituida por *P. bellotti natalensis* aunque puede aparecer excepcionalmente en Angola [154, 46, 405].

LA DISTRIBUCIÓN BATIMÉTRICA abarca desde aguas someras a los 320 m de profundidad [46, 174]. Los juveniles desarrollan una corta etapa pelágica tras su nacimiento en verano y pronto se concentran cerca del fondo en aguas someras. Los adultos suelen aparecer solos o en grupos pequeños siempre próximos al substrato en todo tipo de fondos [194] en los que se alimentan de fauna bentónica, (fundamentalmente crustáceos, poliquetos y teleósteos) [430, 29, 417]. Aunque se considera que la especie ocupa zonas más profundas a medida que crece, esto sólo puede aplicarse a una parte de la población. En el Tirreno prácticamente todas las clases de talla, incluyendo a los mayores ejemplares, prefieren concentrarse entre los 20 y los 50 m de profundidad y en el Adriático no se ha encontrado por debajo de los 100 m de profundidad [102, 501]. Su distribución batimétrica depende de la cantidad de alimento presente y la hidrografía, y no tanto de factores edáficos o de su edad, por ello se hace muy raro a partir de los 120 m de profundidad [415, 405, 501, 102] y solamente se traslada a fondos más profundos (En naranja claro en la Fig. 1.4) para pasar el invierno.

**Pesca** La breca juega un papel destacado en la microeconomía local mediterránea, especialmente para Argelia y España, por su alto volumen de capturas y su precio [188, 197]. Es consumida en todo el Mediterráneo y su carne blanca y firme también es apreciada en el mercado japonés [487]. Aporta alrededor del 15 % del total de capturas por especies de la flota artesanal litoral Mediterránea [197, 383, 491]. Esto ha determinado que la investigación sobre la especie esté enfocada en aspectos relacionados con su valor comercial, como la estima del estado de explotación, tasa de crecimiento y la pirámide de edad en diferentes stocks locales [197, 188, 10, 233], sus proteínas musculares [44] o el contenido en metales pesados de su carne [235].

Su importancia varía mucho localmente. En 1983 se

descargaron 778 toneladas de breca en las lonjas españolas que supusieron casi la décima parte del total mundial de capturas de breca, Argelia el mismo año superó en más de ocho veces esta cantidad (82 % de las capturas mundiales de breca) [174]. En 2001 se capturaron unas 500 ton sólo en Andalucía [120].

Los adultos se capturan mediante palangre o redes fijas con malla de 40 mm, los arrastres ejercen una fuerte presión sobre los juveniles inmaduros y también aparece como descarte en pesquerías de cefalópodos [127, 197, 102, 145]. En Canarias, la inmensa mayoría de las capturas consisten en juveniles de menos de 20 cm que caen en nasas. La selectividad frente a diferentes tipos de luz de malla se ha estudiado en Grecia [397] y para diferentes cebos y tamaños de anzuelo en Portugal [155] y su captura parece ser igualmente probable durante el día o la noche [400]. Actualmente se considera severamente sobreexplotada en gran parte de su área de distribución [212, 188, 197, 247] y es poco frecuente ver ejemplares de más de 36 cm. En cualquier caso, el esfuerzo pesquero no explica en su totalidad las variaciones locales en su abundancia por lo que deben de influir también otros factores [471]. Su densidad en el Mediterráneo Español varía entre 0,4 a 43 Kg por  $Km^2$  con un número máximo de 471 individuos por  $Km^2$ , mientras que en Grecia se han llegado a encontrar valores de 226 Kg y 1212 individuos por  $Km^2$  [471].

La mayor parte de los peces utilizados en el estudio fueron pescados en la bahía de Mazarrón, Murcia, España entre 2001 y 2005 (Fig. 1.4 B). La flota de bajura local, unos 50 barcos, capturó unos 5.000 Kg de breca cada año durante éste periodo. En los últimos años el esfuerzo pesquero sobre la especie ha aumentado capturando 51.875 Kg de breca entre 2007 y 2013 (7.410 Kg de breca pescadas en promedio cada año). Algunos años como 2002 o 2013 se dieron picos altos de capturas (11.000 y 9760 Kg respectivamente), que suelen corresponderse con descensos marcados de las capturas al año siguiente [105, 357]. Puerto de Mazarrón es el pueblo sede de dicha flota y también la localidad en el que se encuentra la PLANTA DE CULTIVOS MARINOS DE MAZARRÓN, en donde se realizaron todos los estudios de ésta tesis.

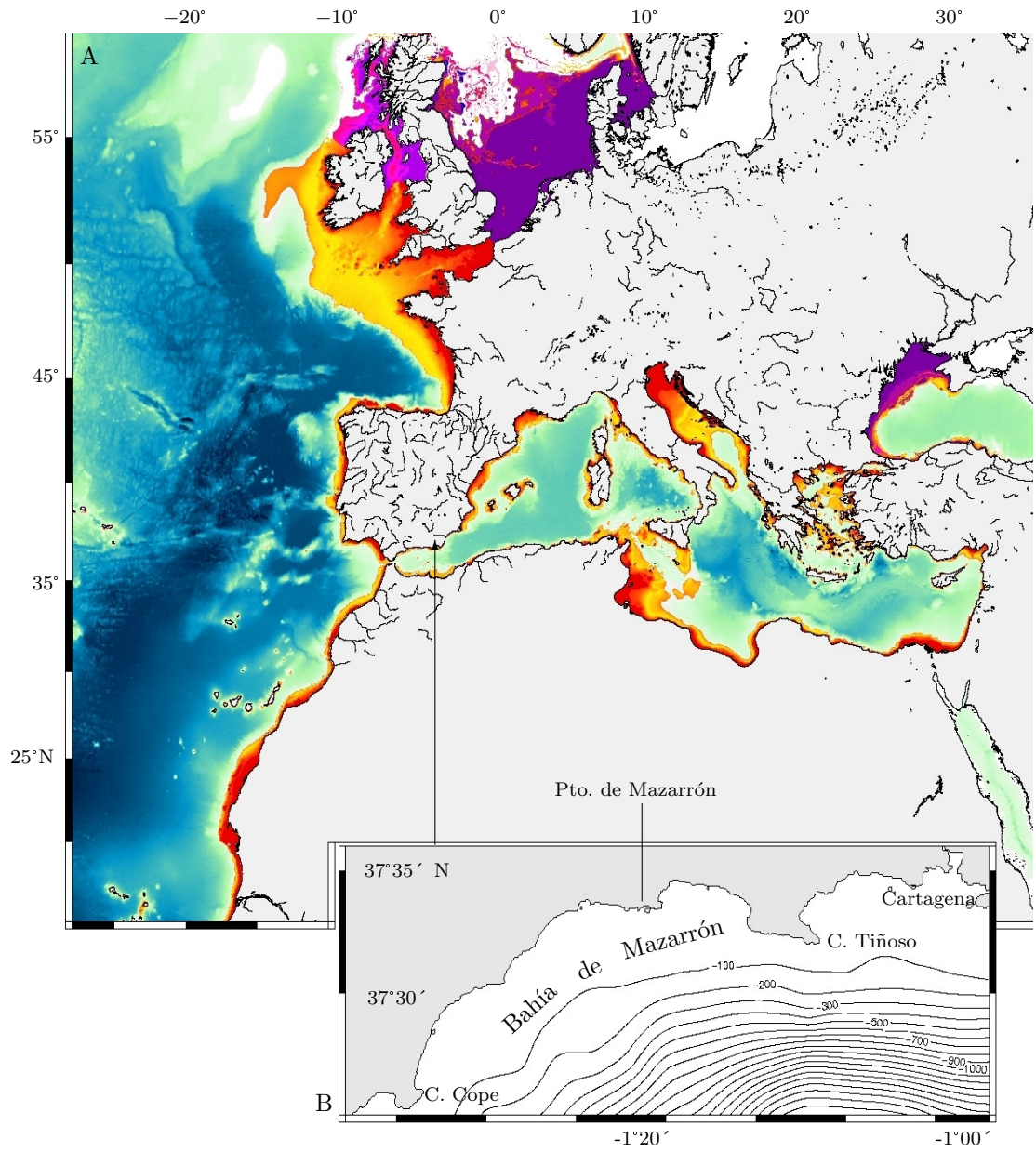


Figura 1.4: A) área de distribución estimada de *Pagellus erythrinus*. En naranja distribución normal (mayor cantidad de rojo indica mayor densidad de población, en invierno tiende a desplazarse hacia las zonas más amarillas), en morado áreas en las que la especie no se reproduce pero que pueden ser colonizadas por ejemplares divagantes. B) área de estudio.

## 1.5. El medio físico y las instalaciones de cultivo

La Bahía de Mazarrón comprende una zona costera de unos 45 km en la provincia de Murcia, al Sureste de la Península ibérica que discurre entre Cartagena y Lorca [105] flanqueada por sierras costeras. La población estable del municipio que le da nombre era en 2005 de 28.000 personas para 319 Km<sup>2</sup> a la que hay que añadir una enorme población flotante turista (nacional y extranjera) e inmigrante [105].

El clima es seco y caluroso, con precipitaciones escasas, fundamentalmente otoñales (98 L/m<sup>2</sup> en Nov 2003). La zona está clasificada dentro de la Región Mediterránea (Subsector oriental Almeriense, provincia biogeográfica Murciano-Almeriense). El relieve es rocoso, de origen volcánico, con acantilados e islotes, entre los que aparecen playas de arena o pequeñas calas de guijarro. El sustrato presenta afloramientos de metales pesados y la vegetación se distribuye en un piso litoral termomediterráneo rico en endemismos iberoafricanos y a mayor altura en las sierras aparece un piso mesomediterráneo con palmitares, romero y lentisco.

Bajo el mar encontramos los siguientes ecosistemas: *La zona Infralitoral* presenta comunidades de arenas finas bien calibradas o guijarro, intercaladas con céspedes submarinos de *Cymodocea nodosa* en zonas poco profundas. Al pie de las sierras los acantilados dan lugar a extraplomos y cuevas con comunidades de algas fotófilas de gran valor ecológico. Alrededor del metro y medio de profundidad empiezan las praderas de *Posidonia oceanica*, en las que se refugian los juveniles de muchos espáridos y otros peces, y allí donde la pradera se ve alterada (por aportes de fango, artes de pesca o contaminación) se instalan comunidades empobrecidas que viven en los rizomas muertos. En general el valor ambiental es bajo cerca de las playas urbanas [84].

*La zona Circalitoral* empieza a partir de los 20-25 m siendo sustituida la pradera por fondos detríticos enfangados, más o menos degradados por la pesca o los aportes de fango terrestre [84].

La plataforma continental es estrecha y el *talud* empieza a unos 100 m de profundidad [84] entre 1,5 y 8 km de la costa, estando dominado por equinodermos. La profundidad máxima en la zona es de 2,61 km (Fig. 1.4 B en pag. 16).

La flota local se dedica al trasmallo de salmone-

te, chirreteras y arrastreros para captura de gambas (*Aristeomorpha foliacea*, *Aristeus antennatus*). En la Azohía pervive una de las últimas almadrabas del Mediterráneo occidental, que captura grandes pelágicos durante su migración. Entre 2001 y 2004 la mayor parte de las capturas locales fueron lachas (*Alosa* sp.) y caballas (*Scomber scombrus*) para abastecer a las jaulas flotantes de engrase de atún dispersas por la costa.

Los experimentos se realizaron en las instalaciones que el CENTRO OCEANOGRÁFICO DE MURCIA (Instituto Español de Oceanografía) posee al borde del mar en Puerto de Mazarrón. La planta de cultivos marinos de Mazarrón consta de más de 3000 m<sup>2</sup> de tanques, incubadoras y laboratorios para la cría de microalgas y alevines. Su plantilla es de unas 20 personas. El agua se obtiene directamente del mar mediante una toma externa y tras decantarla en una balsa y filtrarla se suministra a los tanques en circuito abierto de manera constante. La salinidad del agua es del 38 ‰ y la temperatura corresponde a la superficial del agua del mar oscilando a lo largo del año entre los 13 y los 28 °C, pudiendo superarse los 30 °C en años concretos (Fig. 1.5). La planta ha desarrollado varias líneas de investigación con dorada, dentón, lubina, atún (*Thunnus thynnus*), lecha (*Seriola dumerili*) y lenguado senegalés (*Solea senegalensis*), entre otros.

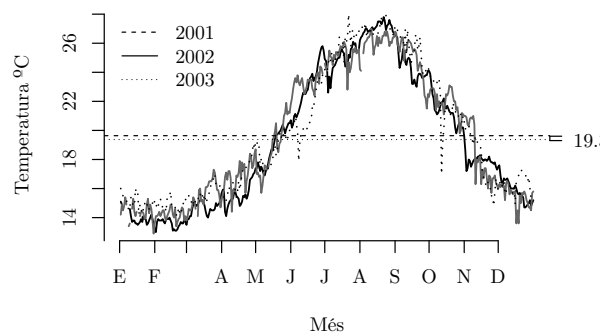
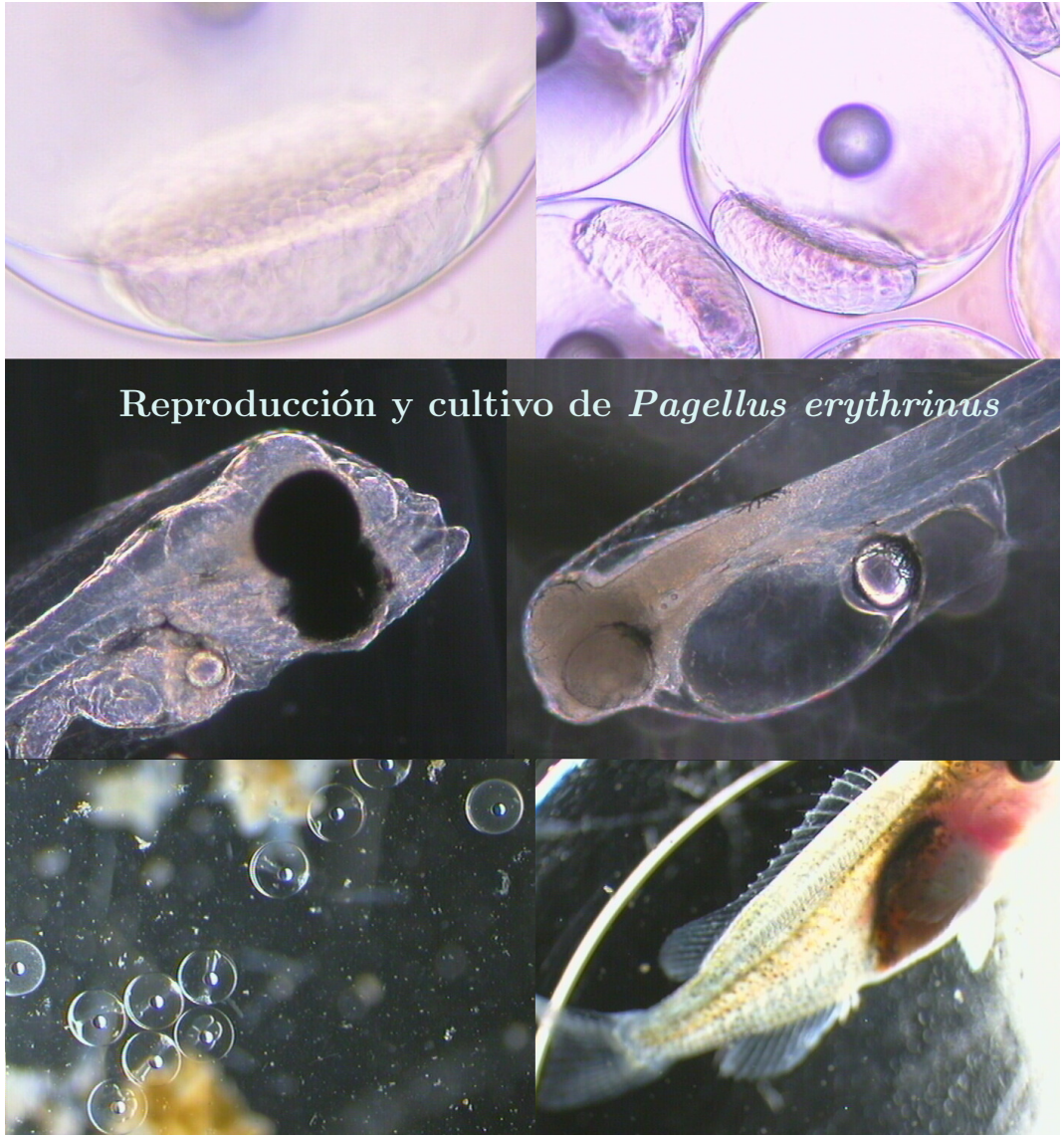


Figura 1.5: Temperatura del agua a 5 m de profundidad en la bahía de Mazarrón durante 2001 y 2002. La línea horizontal indica la media anual (igual para ambos años).





## Parte II





# Estudio de la gametogénesis, la inversión sexual y la época de desove

## 2.1. El problema del control de la reproducción en el cultivo de los Sparidae

*“La proporción de hembras de dentón que maduran espontáneamente en cultivo y el momento del desove son altamente impredecibles” [293]*

Como Loir y colaboradores señalaban en este párrafo de 2001, durante los primeros años de la domesticación de una nueva especie la obtención de huevo, primera etapa y base del proceso productivo, puede estar muy condicionada por el azar; por ello la adquisición de cierto control sobre la reproducción es un objetivo básico de la investigación. La intervención humana permite asegurar una producción anual regular, sincronizar las puestas y manipular la temporada reproductiva (retardándola, adelantándola o alargándola en el tiempo), técnicas necesarias para optimizar el aprovechamiento de las instalaciones y permitir una comercialización continua durante gran parte del año.

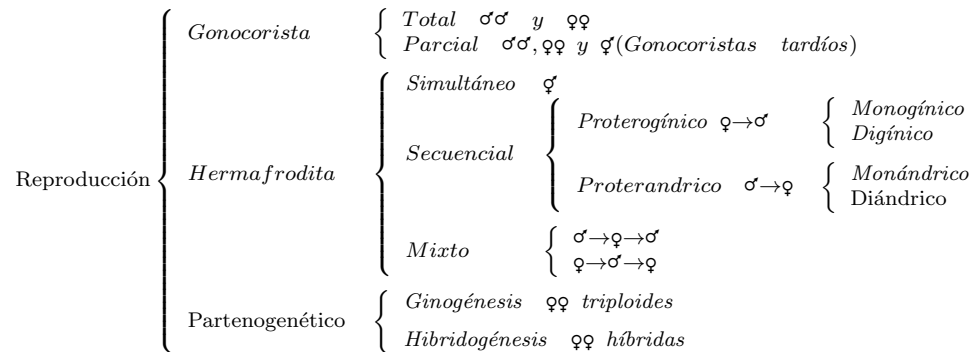
Controlar la reproducción implica estudiar qué condiciones son más favorables para la puesta y que estímulos pueden desencadenarla. El caso de los Sparidae presenta una dificultad añadida por la gran diversidad y plasticidad de su biología reproductora, muy rica en excepciones y difícil de interpretar. Algunas especies se reproducen en los meses más fríos del año mientras que otras emparentadas estrechamente sólo lo hacen con temperaturas altas en verano. También podemos esperar encontrar importantes diferencias entre poblaciones de la misma especie e incluso entre ejemplares dentro de la misma población. Así en el sargo *Diplodus sargus* el desove puede restringirse a los tres meses de primavera o bien empezar en otoño y extenderse ininterrumpidamente a los ocho meses siguientes [337]. Ante

determinados estímulos los gametos en desarrollo pueden detener su crecimiento y ser reabsorbidos por el cuerpo por lo que también pueden esperarse diferencias interanuales.

Esta variabilidad se basa en dos características comunes dentro de la familia: La capacidad de ajustar la reproducción a los parámetros locales más apropiados para la supervivencia y la presencia en toda la familia de una gónada bisexual en origen. La primera es importante en peces con amplias áreas de distribución, que pueden abarcar climas muy diferentes (templado, tropical) y soportar rangos amplios de temperatura, fotoperiodo o salinidad y la segunda permite una gran plasticidad en el desarrollo gonadal y la evolución de nuevos patrones sexuales.

A grandes rasgos, se observó, desde la antigüedad que algunas especies actuaban como gonocoristas y otras como hermafroditas. Posteriormente se tuvieron que incorporar términos como falsos gonocoristas, gonocoristas tardíos con bisexualidad juvenil, hermafroditas rudimentarios, proterándricos y proteroginos en diversos grados. La breca se ha considerado una especie hermafrodita (total o principalmente) protogina y también se ha descrito como “ambisexual” [46]. Comprenderemos mucho mejor esto si hacemos un inciso y le dedicamos unas líneas a explicar en detalle toda esta terminología.

### 2.1.1. El patrón reproductivo y el hermafroditismo en Sparidae



El esquema ilustra la gran variedad de estrategias reproductivas utilizadas por los teleósteos. Casi todos los vertebrados poseen sexos separados fijados genéticamente durante toda la vida del animal, denominándose GONOCORISTAS, los Sparidae sin embargo pueden presentar todos los grados intermedios entre el gonocorismo y el verdadero hermafroditismo. Algunas especies aparentemente gonocoristas presentan en realidad un hermafroditismo rudimentario con gónadas hermafroditas al nacer que desarrollan un único sexo fijado para el resto de su vida al madurar. Este patrón se ha denominado falso gonocorismo, gonocorismo tardío o ambisexualidad y se da por ejemplo en *Dentex dentex*, *Diplodus annularis*, *Boops boops*, *Oblada melanura*, *Argyrozona* o *Diplodus puntazzo* [326, 76].

**El hermafroditismo** es un proceso completamente normal en muchos peces que no va asociado necesariamente a un estado patológico, mientras que en vertebrados superiores implica casi siempre infertilidad. En muchas especies nunca se encuentran machos o hembras histológicamente “puros” [79] y coexisten en la gónada tejidos de ambos sexos, uno de ellos reprimido por el otro.

Los HERMAFRODITAS SECUENCIALES son capaces de cambiar de sexo a lo largo de su vida. Los juveniles inmaduros se desarrollan como individuos fértiles de un sexo y más tarde experimentan la inversión sexual adquiriendo todas las características del otro sexo. Este grupo puede ser dividido en **secuenciales proterándricos**, (*Pagellus bogaraveo*, *P. acarne*) que se desarrollan primero como machos y luego cambian a hembras [521], y **secuenciales proterogénicos**, (*P. erythrinus*), que experimentan el caso inverso. Para

cada caso pueden darse, a su vez, dos alternativas; o bien todos los ejemplares sufren un cambio de sexo a lo largo de su vida o bien algunos de ellos nacen directamente con el sexo definitivo saltándose el proceso de inversión sexual. El prefijo mono o di clasifica a las especies por el número de caminos que pueden seguir para llegar a su sexo definitivo.

Los HERMAFRODITAS SIMULTÁNEOS poseen ambos sexos funcionales a la vez. La autofecundación suele impedirse por varios métodos pero es factible en algunas especies [246]. La mayoría pertenecen a la familia Serranidae, que incluye a varias especies de meros cultivados. Este patrón sexual nunca se ha confirmado en Sparidae sin embargo, puesto que solo una pequeña parte de las especies actuales han sido estudiadas, no podemos descartarlo “a priori”. Aún más raros (e improbables) son dos casos muy especiales que comentamos brevemente.

Los HERMAFRODITAS DE TIPO “MIXTO” “*exhiben fuertes elementos secuenciales en un patrón sexual típicamente simultáneo*” [473]. Poseen patrones de localización del tejido gonadal que son a la vez secuenciales y simultáneos, gracias a ello, el pez puede cambiar de sexo varias veces a lo largo de su vida según sus necesidades. Las poblaciones están compuestas por machos y hembras puros y ejemplares que son hermafroditas simultáneos con espermatogénesis y oogénesis a un tiempo o hermafroditas secuenciales. Solo se ha descrito en algunas especies de gobios [472].

La PARTENOGENÉNESIS es rarísima en vertebrados salvajes pero cada vez más frecuente en peces cultivados. Ha sido descrita en *Poecilia formosa*, un pez vivípa-



ro del que solo existen hembras y que se aparean con machos de especies próximas. Se considera que estas hembras son de origen híbrido y que necesitan el estímulo del apareamiento para desencadenar la formación del embrión, pero los genes paternos son descartados y los descendientes son clones de la madre [521]. Actualmente existen varias técnicas para inducir este proceso artificialmente produciendo clones estériles di, tri o tetraploides de crecimiento rápido que conservan exclusivamente los genes del padre (androgenésis) o la madre (ginogenésis) [246].

Esta terminología, aunque permite clasificar la estrategia reproductiva seguida por un ejemplar concreto, no siempre describe adecuadamente el comportamiento de la especie porque el grado de desarrollo del hermafroditismo también sufre variaciones inter e intrapoblacionales.

Así, algunos peces damisela pueden comportarse mayoritariamente como hermafroditas en una localidad y como gonocoristas en otra, y presentarán proporciones entre sexos muy diferentes como respuesta a la temperatura o la salinidad locales [521, 32]. En *Diplodus sargus* de la misma población, la mayoría de los peces pueden seguir un patrón de gonocorista tardío pero un pequeño porcentaje de ejemplares sin embargo puede conservar la capacidad de cambiar de sexo, lo que lo convierte en secuencial [337]. Una descripción más realista quizás debería estimar el hermafroditismo en terminos de probabilidades.

En piscicultura todas estas sutilezas pueden ser importantes, por ejemplo, para establecer la proporción óptima entre machos y hembras reproductores que producirá mayor cantidad de huevo. Puesto que en los hermafroditas secuenciales protoginos, como la breca, las hembras se van transformando en machos la producción de huevo iría reduciéndose de un año para otro y si un gran número de peces cambiaran de sexo a la vez podría peligrar el abastecimiento de alevines del año. La introducción de nuevos ejemplares al tanque de reproductores en medio del desove puede alterar el orden jerárquico establecido, causando un estrés indeseable a los peces, pero la gónada madura rápidamente (en dos meses en *Dentex dentex*) [333], por lo que las correcciones deberían hacerse con suficiente antelación. Para ello necesitamos estimar la velocidad del proceso, el número de animales que lo sufren y la duración de cada sexo dentro de la vida fértil del animal.

### 2.1.2. La biología reproductora de la breca

La breca es una especie ovípara y ovulípara, es decir, pone huevos que son fecundados externamente. Entre los autores que han estudiado aspectos de su biología reproductiva en la naturaleza destacan Larrañeta [404, 405] en Levante, Pajuelo y Lorenzo [383] en Canarias, Erzini *et al.* [154] en Portugal, Cefali *et al.* [102] en Italia o Rijavec [415] en el Adriático. Las hembras maduran entre el primer y segundo año de vida con 14 cm de talla y el desove ocurre entre la primavera y el otoño [46] presentando variaciones locales en su duración (Tabla 2.1). La gametogénesis seguiría un patrón similar al de la mayoría de los teleósteos [309], aunque solo ocurre dentro de unos rangos adecuados, mal conocidos, de temperatura y salinidad. La ovulación no se produce en las aguas frías al norte de Normandía ni en las aguas salobres del mar Negro [46], probablemente como ocurre en otros peces con gónadas bisexuales, por reducirse la secreción de hormonas masculinas necesarias para la maduración de las hembras [108]. El examen macroscópico de la gónada no permite determinar el sexo en ejemplares pequeños y no presenta dimorfismo sexual [501]. El momento en que ocurre el cambio de sexo no está bien definido situándose entre el segundo y tercer año [405], entre el tercer y cuarto año a los 17 cm de talla [415] o durante los primeros 6 años de vida [102], y tampoco se conoce bien como está controlado, pudiendo intervenir tanto factores medioambientales (fotoperiodo, temperatura), como genéticos (al alcanzar una edad o talla determinadas) o sociales (interacciones entre sexos, feromonas).

Tabla 2.1: Duración de la estación reproductiva de la breca en diferentes puntos de su área de distribución Fuentes: [46, 103, 188, 154, 207]

	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Canarias					■	■	■	■				
Algarve								■	■	■		
Túnez								■	■	■		
Turquía					■	■	■	■	■	■		
Israel								■	■	■		
Mar Negro										NO		
Países bajos										NO		

## 2.2. Material y métodos

Todos los peces analizados se capturaron mediante pesca comercial en la bahía de Mazarrón entre febrero de 2001 y diciembre de 2005 (Tabla 2.2). Se registraron sus longitudes total y estándar y el peso fresco y eviscerado con precisiones de 1 mm y 0,01 g respectivamente, el peso del hígado y la gónada con una precisión de 0,001 g y, en 302 peces, también se anotaron el largo, ancho y peso de cada lóbulo de la gónada por separado. La proporción de cada sexo en la población muestreada se analizó separando las tallas por intervalos de 10 cm.

Tabla 2.2: Número de ejemplares analizados histológicamente por mes y año (*Total* = 379).

	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
2001		32	13	42	27	35	18		17		22	47
2002				22	23	7		9	7	23	4	1
2003		3					3					4
2004			2					2				
2005								5			6	3
Total	3	32	39	65	34	38	27	14	40	8	29	50

### Estudio histológico

Para el estudio de la gametogénesis se utilizaron las gónadas de 337 brecas, de tallas comprendidas entre 91 a 382 mm, seleccionadas tomando los años 2001 y 2002 de entre las anteriores (agosto se completó con alguna muestra posterior). Tras pesarlas, las gónadas fueron fijadas en líquido de Bouin durante 24 h, y posteriormente transferidas a etanol al 70 % para su almacenamiento. Tras deshidratación y embebido en Paraplast<sup>®</sup>, se tomaron secciones de 7  $\mu$ m de grosor de la zona medio-anterior de la gónada con un microtomo rotativo HM 310, que fueron teñidas en hematoxilina-eosina y montadas permanentemente. Para microfotografiarlas se utilizó una videocámara en color CCD Iris Sony<sup>®</sup> unida a un estereomicroscopio Leica<sup>®</sup>. Las diferentes fases de desarrollo del ovocito y el espermatozocito fueron categorizadas histológicamente siguiendo

a Guraya [209], Takashima [478] y Maricchiolo [309].

La Tabla 2.3 en la página 25 describe brevemente cada estadio y lo referencia mediante un código utilizado a lo largo del texto. El crecimiento del ovocito se analizó midiendo, con un programa de análisis de imagen, el diámetro máximo de 465 ovocitos seleccionando en 60 preparaciones histológicas sólo los de mayor tamaño (para descartar cortes sagitales alejados del ecuador celular en la medida de lo posible). Para minimizar el aplastamiento provocado durante el corte se seleccionaron los que presentaban su eje mayor orientado paralelamente a la cuchilla del microtomo<sup>1</sup>.

### época de desove y movilización de reservas

Para estimar el inicio, momento álgido y duración de la época de puesta en la zona y relacionarlos con parámetros físicos se registró diariamente la temperatura del agua a 5 m de profundidad en un punto de la Bahía de Mazarrón situado frente a la planta de cultivos (Fig. 1.5 en pág. 17) y se calculó en 378 peces el índice GONADOSOMÁTICO (IGS). El papel del hígado por su parte se estudió indirectamente en 371 peces mediante un segundo índice denominado HEPATOSOMÁTICO (IHS), que se incrementa al almacenar el hígado reservas lipídicas o sustancias relacionadas con la reproducción, como las proteínas precursoras del vitelo. Ambos índices se expresan respectivamente como:

$$IHS = \frac{H}{P} * 100 \qquad IGS = \frac{O}{P} * 100$$

Donde P es el peso total del pez, H el peso del hígado y O el de la ovotestis, todos ellos tomados en fresco

La reproducción exige un importante gasto de las reservas del pez. El porcentaje de lípidos en 100 muestras de musculatura dorsal de peso conocido se obtuvo mediante extracción con éter etílico en un extractor Soxtec, y la cantidad de proteína muscular de las mismas mediante el método de Kjeldahl<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Para el tamaño del huevo hidratado véase también la Fig. 3.5 en la página 54

<sup>2</sup>Basado en una hidrólisis ácida de la proteína con  $H_2SO_4$  y posterior destilación del Nitrógeno en forma de  $NH_4^+$  utilizando una mezcla de  $SO_4K_2$ ,  $SO_4Cu$  y Selenio. La destilación se recogió en una solución indicadora büchi alcalinizada con sosa caustica ( $NaOH$ ), pasando la solución de color violeta a verde. La cantidad de amonio presente en la muestra se valoró añadiendo  $HCl$  hasta virar de nuevo a violeta. El porcentaje de proteína se obtuvo a partir del  $HCl$  necesario (1 L de  $HCl$  1N equivale a 14 gr de N) y multiplicando los gramos de N en 100 g de muestra por un factor de conversión estándar de 6,25. Se asume que todo el nitrógeno encontrado forma parte de proteínas, aunque un pequeño porcentaje pueda aparecer libre en cualquier caso.

Tabla 2.3: Clasificación de estadios de madurez en breca.

Ref	Estadio	Características Histológicas
♀ <sub>1</sub>	Cromatina-nucleolo	Oogonias y ovocitos en el primer estadio de la profase meiotica, citoplasma muy basófilo, homogéneo y sin vacuolas
♀ <sub>2</sub>	Perinucleolar	Crecimiento 1 ° del ovocito. Las oogonias no suponen ya un porcentaje apreciable del tejido como en el caso anterior y los oocitos presentan numerosos nucleolos.
♀ <sub>3</sub>	Crecimiento 2°	Citoplasma basófilo, heterogéneo y con vacuolas (alveolos corticales)
♀ <sub>4</sub>	Vitelogénesis	Citoplasma con gránulos de vitelo (eosinofílicos)
♀ <sub>5</sub>	Maduración	Grandes ovocitos hidratados y/o folículos post-ovulatorios
♂ <sub>1</sub>	Inicio del cambio	Hembra con primeros nidos de espermatogonias en la periferia del ovario.
♂ <sub>2</sub>	Intersexos	Oogénesis y espermatogénesis simultáneas. Ovario no degenerado y testis en crecimiento activo
♂ <sub>3</sub>	Post-Cambio de sexo	Espermatogénesis activa y presencia de restos del ovario en severa regresión
♂ <sub>1</sub>	Espermatogénesis	Espermatogonias con algún que otro espermatocito primario
♂ <sub>2</sub>	Espermiogénesis	Dominio de espermatocitos, pequeñas cantidades de espermatozoides pero los espermiductos no están aún desarrollados
♂ <sub>3</sub>	Espermiación	Canales deferentes desarrollados y repletos de espermatozoides
♂ <sub>4</sub>	Post-desove	Canales deferentes desarrollados pero parcialmente vacíos.
♂ <sub>5</sub>	Reposo	Tejido masculino en regresión sin espermatozoides al final de la estación reproductiva
♀	Hembras funcionales	Comprende los grupos ♀ <sub>1-5</sub> y ♂ <sub>1</sub> , es decir todos aquellos que funcionalmente actúan solo como hembras
♂	Machos funcionales	Comprende los grupos ♂ <sub>1-5</sub> y ♂ <sub>3</sub> , es decir todos aquellos que funcionalmente actúan solo como machos
♀♂	Hermafroditas	Incluye a los grupos ♂ <sub>1-3</sub> , es decir todos los ejemplares que histológicamente son hermafroditas independientemente de su comportamiento

## 2.3. Resultados y discusión

### 2.3.1. Estructura de la población (ejemplares salvajes)

Se encontraron 231 hembras (61%), 102 machos (27%), 9 intersexos (2%), y 37 peces juveniles de sexo indeterminado con las gónadas aún indiferenciadas (10%). De estos últimos, diez muestras se descartaron para histología al dañarse la gónada al extraerla pero el IGS, color y aspecto de la gónada indica que no eran ejemplares maduros en cualquier caso.

La proporción total entre sexos en Mazarrón fue, por tanto, de 2,27 hembras por cada macho. No se encontraron diferencias significativas entre las proporciones de machos y hembras en Mazarrón entre 2001, 2002 y 2005<sup>3</sup> y las publicadas en la bibliografía para poblaciones de Levante ( $\chi^2 = 7,3122$ ,  $gl = 3$ ,  $p = 0,0621$ ), Canarias ( $\chi^2 = 7,6685$ ,  $gl = 3$ ,  $p = 0,0533$ ) o Sicilia ( $\chi^2 = 7,3122$ ,  $gl = 3$ ,  $p = 0,0626$ ), pero sí las hubo respecto a poblaciones del Adriático ( $\varphi/\sigma = 1,4$ ,  $\chi^2 = 13,966$ ,  $gl = 3$ ,  $p = 0,0029$ )

y también para poblaciones del Golfo de León a un valor  $\alpha = 0,01$  ( $\varphi/\sigma = 3$ ,  $\chi^2 = 9,3995$ ,  $gl = 3$ ,  $p = 0,0244$ ) [404, 415, 102, 383, 233].

Los ejemplares examinados presentaron un rango de tallas entre 10,1 y 40,8 cm y pesaron entre 13 y 893 g. El intervalo de 24 a 27 cm estuvo particularmente bien representado, incluyendo a uno de cada 3 peces (Fig. 2.1). Las hembras ( $\varphi$ ) midieron entre 12,2 y 40,8 cm ( $\bar{X} \pm \sigma$ :  $26,6 \pm 4,5$ ) y pesaron entre 21,7 y 893 g ( $255,9 \pm 127$ ). Los machos ( $\sigma$ ) midieron entre 16 y 38,2 cm ( $30,1 \pm 4,9$ ) y su peso osciló entre 50,6 y 800 g ( $367 \pm 162$ ). La talla y peso mínimos de maduración (fases ♀<sub>3-5</sub>, ♂<sub>2-5</sub>) fueron 19 cm y 82,9 g en los machos y 17,9 cm y 66,4 g en las hembras. La Tabla 2.4 (pág. 26) muestra los datos para los peces con estadio de maduración conocido.

<sup>3</sup>2003 y 2004 se excluyen debido a que esos años se muestrearon fundamentalmente peces pequeños e inmaduros

Al comparar la distribución sexual por clases de talla en Mazarrón mostrada en la figura 2.1 con la de otras poblaciones atlánticas y mediterráneas destaca la permanencia de hembras en clases de talla superiores a las de las demás poblaciones y una tasa relativamente baja de  $\sigma\sigma$ . Las poblaciones de Edremit (NO. Turquía) [233] y Sicilia (S. Italia) [102] son las que presentan diferencias más llamativas, se caracterizan por la presencia importante de machos y  $\sigma\sigma$  desde tallas mucho menores (8 cm) que disminuye un poco antes de volver a incrementarse bruscamente en tallas superiores.

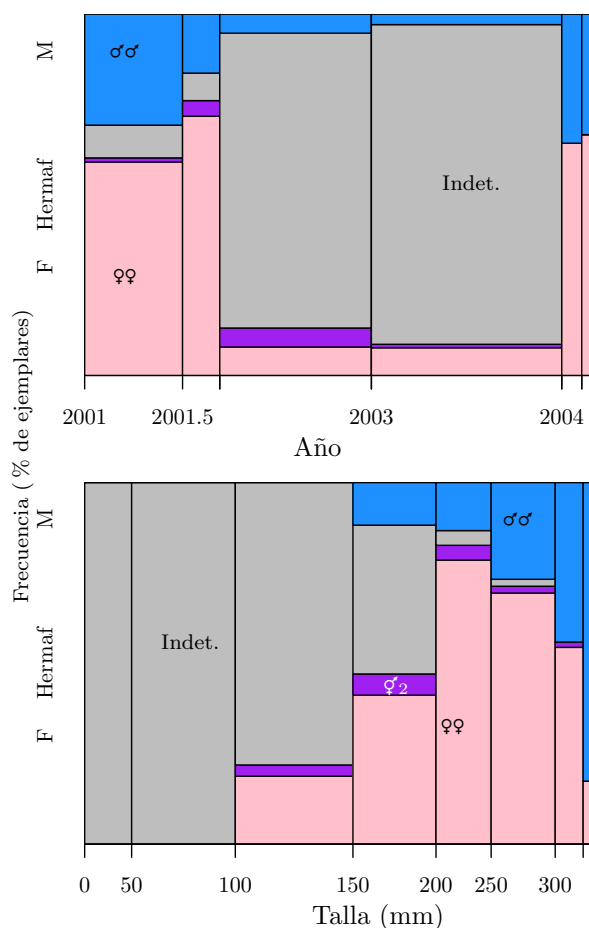


Figura 2.1: Distribución de sexos en la muestra según el año y la talla. ( $\sigma_1$  y  $\sigma_3$  se incluyen como hembras y machos funcionales respectivamente)

El rasgo más sobresaliente de ambas poblaciones es la escasez de peces de más de 24 cm, una situación que

también se encontró en Grecia [91], no puede achacarse al muestreo y sugiere una alta presión pesquera.

Las poblaciones mejor conservadas se caracterizan por un rango de tallas superior y una masculinización más tardía, que empieza tímidamente al alcanzar los 13-15 cm de talla y se va incrementando posteriormente. La velocidad del proceso de inversión sexual es máxima en el Adriático y mínima en el Golfo de León [415, 102]. Los  $\sigma\sigma$  también aparecen tarde y se agrupan en un rango compacto (21-34 cm para Canarias [383]). Nuestros datos se asemejan a éstas poblaciones (especialmente Castellón) en los dos tercios posteriores de la gráfica, pero difieren en el leve repunte de los  $\sigma\sigma$  más pequeños (podría ser un artefacto al estar basado en pocos ejemplares), y en la distribución más amplia y discontinua de los  $\sigma\sigma_2$  (Tabla 2.4), similar a la registrada en el Algarve portugués [154, 404].

Tabla 2.4: Talla de los ejemplares examinados según los estadios de maduración (confirmados mediante histología o por liberación directa de los gametos durante la necropsia).

Estadio	n	LT (cm)	
		Min	$\bar{X} \pm SD$ → Max
Indef.	25	10,1	$15,7 \pm 5,1$ → 29,8
$\sigma_1$	13	12,2	$22,0 \pm 6,7$ → 29,1
$\sigma_2$	38	15,1	$25,1 \pm 4,2$ → 35,5
$\sigma_3$	53	17,9	$26,2 \pm 3,8$ → 37,6
$\sigma_4$	57	19,7	$27,8 \pm 3,2$ → 34,9
$\sigma_5$	32	22,2	$28,7 \pm 4,6$ → 40,8
$\sigma_1$	14	17,3	$26,5 \pm 5,2$ → 38,5
$\sigma_2$	9	15,0	$25,1 \pm 5,3$ → 31,5
$\sigma_3$	8	25,0	$31,9 \pm 3,7$ → 38,0
$\sigma$	31	15,0	$27,5 \pm 5,5$ → 38,5
$\sigma_1$	14	16,0	$26,9 \pm 5,9$ → 36,8
$\sigma_2$	24	19,0	$29,8 \pm 5,0$ → 38,2
$\sigma_3$	34	22,7	$30,7 \pm 4,5$ → 37,9
$\sigma_4$	14	22,0	$30,3 \pm 4,2$ → 36,2
$\sigma_5$	1		31,7

Nuestro trabajo abarca uno de los rangos de tallas más amplio, especialmente por encima, y a pesar de ello las hembras siguen alcanzando tallas superiores a las de los mayores machos. Con todo, no es fácil interpretar si estas diferencias locales tienen un significado biológico real o se deben a problemas con la metodología (diferentes tamaños de muestra, estudios centrados en rangos de tallas dispares o el empleo de clasificaciones macroscópicas con resultados distintos según el autor). Puede plantearse sin embargo, la hipótesis de que en

poblaciones con baja esperanza de vida los machos que madurasen antes tendrían ventajas razonables frente al resto y quizás también una mejor supervivencia que las hembras cargadas de huevo; esto podría acabar seleccionando poblaciones con genes favorecedores de una masculinización oportunista y temprana.

### 2.3.2. Gametogénesis

La estructura de las gónadas fue similar a la de otros espáridos presentando las 3 capas habituales en teleósteos [239, 354], un peritoneo externo con musculatura lisa, una zona media de tejido conjuntivo y unas lamelas ováricas orientadas hacia el lúmen central. La ovotestis posee dos lóbulos levemente asimétricos pero de peso similar unidos posteriormente en un conducto común. (Tabla 2.5, test-t para datos agrupados para el peso,  $n = 265$ ,  $P > 0,8$ ).

Tabla 2.5: Dimensiones y peso de los lóbulos de la gónada en fresco (tallas en mm y pesos en g)

	$Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$	n
<b>Ovario</b>		
Long.	$16 \leftarrow 49 \pm 13 \rightarrow 85$	335
Ancho	$1 \leftarrow 13 \pm 7 \rightarrow 31$	300
Peso	$0,01 \leftarrow 5,4 \pm 6 \rightarrow 25$	227
<b>Testis</b>		
Long.	$17 \leftarrow 52 \pm 13 \rightarrow 90$	164
Ancho	$0,1 \leftarrow 12 \pm 6 \rightarrow 30$	161
Peso	$0,01 \leftarrow 4,4 \pm 4 \rightarrow 27$	100

Cada lóbulo presenta una zona dorsocentral femenina y una zona ventrolateral masculina desarrolladas en mayor o menor grado. Cuando predominó la zona ovárica el lóbulo fue cilíndrico, de sección circular y su color fue naranja fuerte durante la vitelogénesis (Fig. 2.2 en Pág. 28), moteado de púrpura tras el desove y de un tono salmón translúcido en reposo. Durante la fase masculina los lóbulos presentaron secciones triangulares, en forma de hoja acorazonada en casi todos los casos y un color blanco crema durante la espermatogénesis virando a tonos grisáceos y rosados en reposo (Fig. 2.6 en Pág. 33). Como en otros Sparidae [239], el tipo de ovotestis observado fue siempre *delimitado*<sup>4</sup>,

<sup>4</sup>El tipo delimitado presenta una gónada con las zonas masculina y femenina bien separadas por tejido conectivo, a diferencia de familias como los Terapontidae [330] o los Serranidae [181] en las que los espermatozoides aparecen dispersos en pequeños grupos entre los oocitos

incluso en peces con gónadas anómalas o parasitadas (Fig. 2.4).

### Oogénesis

El ovario fue de tipo asíncrono. Durante la época reproductora presenta folículos en diferentes fases de maduración distribuidos aleatoriamente (Figura 2.2 C-E). El desove es secuencial al poder observarse atresia y vitelogénesis en el mismo ejemplar (Figura 2.2 F).

A lo largo de su maduración el oocito sufre un notable aumento de tamaño que puede apreciarse en la figura 2.2 y se cuantifica en la Tabla 2.6.

Tabla 2.6: Diámetro máximo del oocito durante la oogénesis ( $\mu m$ )

Ref	n	$Min \leftarrow \bar{X} \pm SD \rightarrow Max$
♀ <sub>2</sub>	95	$43,0 \leftarrow 86,1 \pm 21,3 \rightarrow 186,2$
♀ <sub>3</sub>	94	$82,0 \leftarrow 151,0 \pm 52,3 \rightarrow 370,8$
♀ <sub>4</sub>	224	$225,8 \leftarrow 378,3 \pm 73,1 \rightarrow 595,0$
♀ <sub>5</sub>	52	<sup>a</sup> $581,5 \leftarrow 783,6 \pm 75,6 \rightarrow 1008,7$

<sup>a</sup>Los oocitos de tipo (♀<sub>5</sub>) aún no habían acabado su hidratación aunque se desprendieron espontáneamente del ovario, por ello presentaron tamaños menores al huevo desovado como se verá en el siguiente capítulo

Durante el **crecimiento primario** las oogonias se desarrollan dando lugar a oocitos de contorno poligonal y con citoplasma homogéneo fuertemente basófilo que tiñe de color azul oscuro con la Hematoxilina (Fig. 2.2A-B en pág 28). Inicialmente los oocitos tempranos presentan núcleos activos en el primer estadio de la profase meiótica, que se condensan posteriormente dando lugar a un núcleo claro con algo de cromatina central y numerosos nucleolos oscuros dispuestos en su periferia (Fig. 2.3B en pág 29) (♀<sub>2</sub>). Rodeando a cada oocito se observó un epitelio plano unicelular de células foliculares (Fig. 2.3A,C,F).

El **crecimiento secundario** del oocito se inició con la aparición de **alveólos corticales**, vacuolas citoplasmáticas que apenas se tiñeron (Fig. 2.2C) y que contienen normalmente glicoproteínas [494]. Posteriormente se observan gránulos eosinófilos, de color rosado, que delatan el inicio de la **vitelogénesis**. A diferencia de los anteriores, sintetizados dentro del oocito, los gránulos



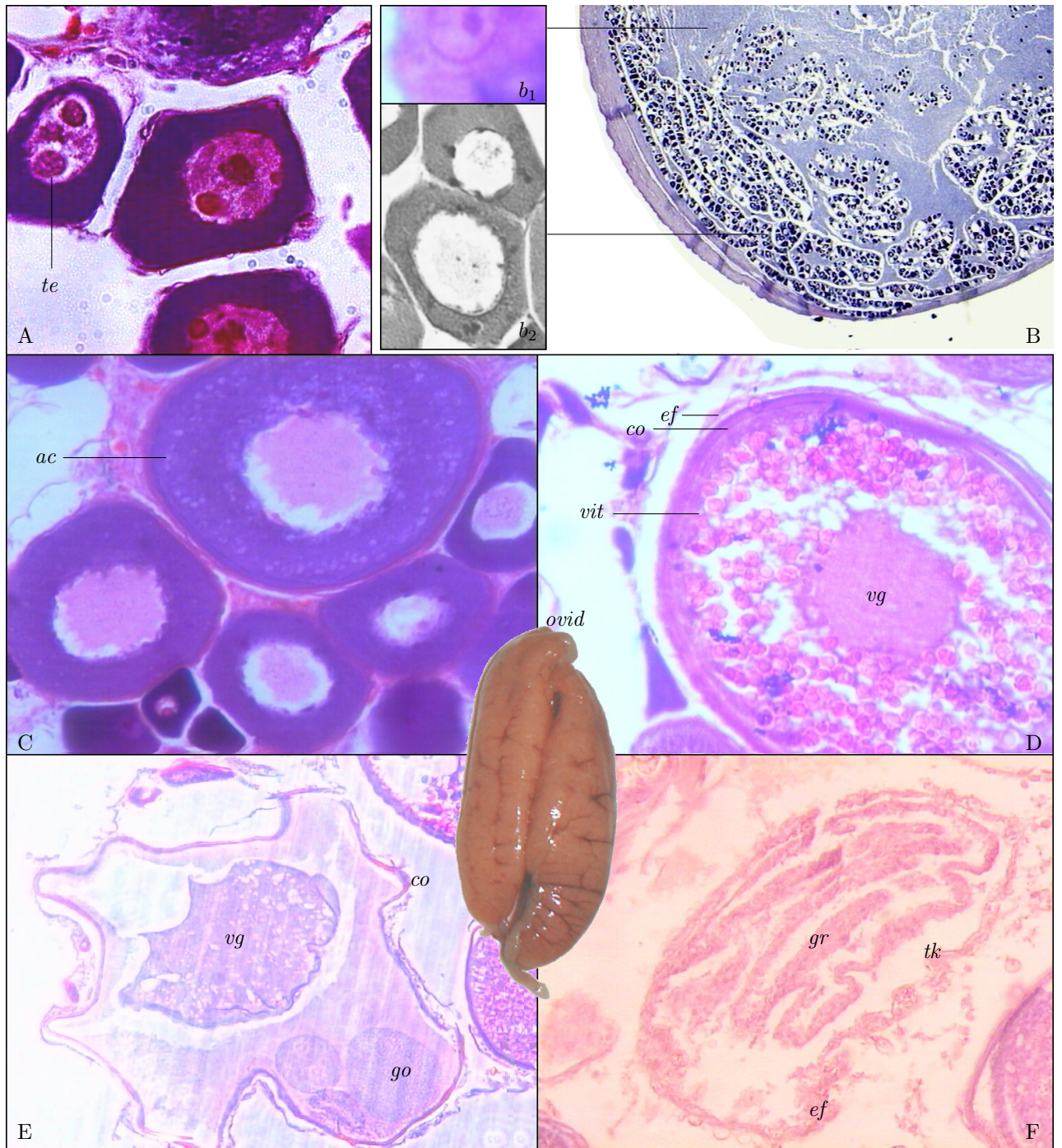


Figura 2.2: Ovogénesis. A-B) Estadios previtelogénicos ( $\varphi_1$ ) A) Mitosis en oocitos x400. B) Formación de las lamelas ováricas en un lóbulo inmaduro a principios de febrero (x40). Se observan oogonias ( $b_1$ , muy ampliada) y ovocitos perinucleolares ( $b_2$ ). C-D) Desarrollo de la vitelogénesis ( $\varphi_3$  y  $\varphi_4$ ) ambas x200. E-F) Maduración y desove ( $\varphi_5$ ): El ovario a punto de desovar (centro) toma un aspecto hinchado y esponjoso. El oocito hidratado (E, x100) se desprende dejando atrás un folículo post-ovulatorio colapsado (F, x200) que conserva las capas superiores del corion. Estas se hipertrofian y pliegan posteriormente rellenoando el espacio libre. Tinción Hematoxilina-Eosina. (ac – Alveolo cortical; co – Corion; gr – Granulosa; go – Gota de grasa; ef – Epitelio folicular; ovid – Oviducto; te – teca; vit – Gránulo de vitelo; vg – Vesícula germinal).

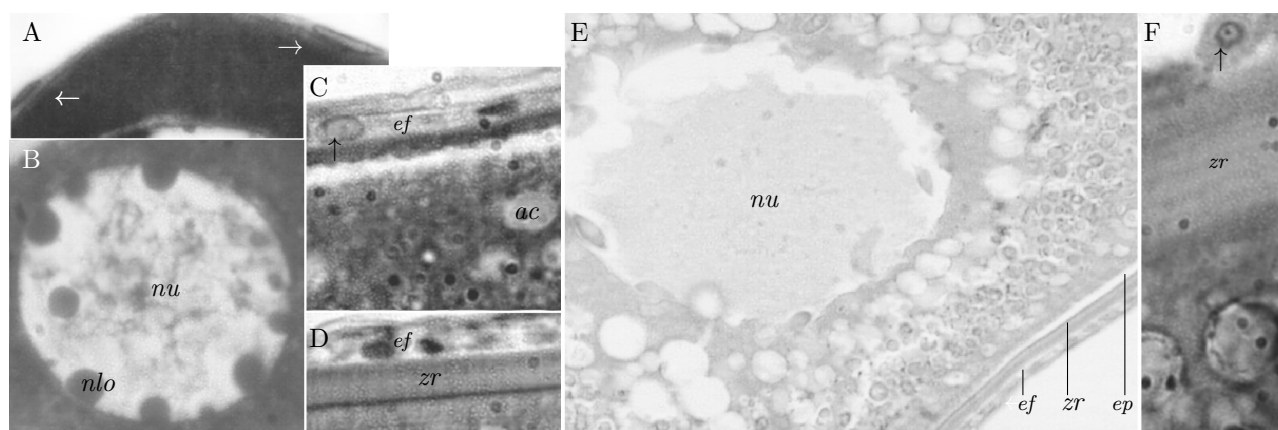


Figura 2.3: Estructura y desarrollo de las capas del folículo: A-B) Detalles del citoplasma y el núcleo de una oogonia en fase  $\varphi_2$  mostrando el epitelio exterior de células foliculares y los nucleolos. C) Detalle del citoplasma en fase  $\varphi_3$ . D-F) Vista general y detalles de la cubierta de oogonias en fase  $\varphi_4$ , mostrando el crecimiento del corion a lo largo de la vitelogénesis. Las flechas marcan los núcleos de las células foliculares.

(ac – alveolo cortical; ef – epitelio folicular; ep – espacio perivitelino; nu – núcleo; nlo – nucleolo; zr – zona radiata del corion.). Hematoxilina-Eosina. Todas a la misma escala (x1000) salvo E (x400).

los de vitelo se forman a partir de precursores hepáticos que se van depositando gradualmente en el citoplasma del oocito.

La formación de la cubierta del futuro huevo empezó a observarse en esta fase como una banda acelular estriada situada entre la membrana del oocito y el epitelio folicular (Fig. 2.3D-F). Esta cubierta, que posteriormente se amplió a varias capas concéntricas de  $\approx 25 \mu\text{m}$  de grosor, tiene un origen protéico en teleósteos y se denomina “zona radiata” por su diseño de estrías radiales. Una estructura común a muchos otros peces que consiste en una red de canales huecos que conecta el exterior y el interior del huevo permitiendo su oxigenación y el mantenimiento de la presión osmótica.

Los alveólos corticales se van desplazando hacia la periferia próximos a su lugar de acción. Tras la fecundación liberarán su contenido al espacio perivitelino sellando la entrada al micropilo al resto de espermatozoides [494]. Este proceso asegura que solamente un espermatozoide fecunde el óvulo, algo muy importante en teleósteos, donde la polispermia suele ser mortal.

Al igual que en otros Sparidae [523] durante la hidratación se observó la aparición de una gota de grasa lateral y el ooplasma se hizo más claro. Los oocitos hidratados observados en los cortes aún conservaban

la vesícula germinal.

Los oocitos vitelogénicos no usados se degradan lentamente y sus restos pueden observarse varios meses después del último desove [507]. Los folículos post-ovulatorios (fig. 2.2F) por el contrario suelen durar muy poco tiempo [6], siendo reabsorbidos por completo en unas 48 horas en otros Sparidae [76]. La presencia de estas estructuras, formadas por las capas superiores del corion que quedan atrás tras la escisión del huevo, indica un desove reciente y permite diferenciar a la breca de las especies que anticipan la vitelogénesis, almacenando el ovocito maduro durante muchos meses antes del desove.

### Inversión sexual

Se han diferenciado tres fases en la inversión sexual. Inicialmente ( $\varphi_1$ ) el área masculina empezó a diferenciarse como una banda tenue, algo más clara que el tejido conjuntivo adyacente, en posición periférica y ventrolateral (Fig. 2.4A). Al ampliar la zona se observó un epitelio pluriestratificado de espermatogonias a modo de lámina muy fina situada entre las capas externa e intermedia de la gónada. La capa intermedia de tejido conjuntivo, separó esta zona del epitelio ovárico más interno, permitiendo sin embargo la conexión con el sistema vascular (Fig. 2.4B-C). Esta fase, previa a la primera división meiótica de la espermatogénesis



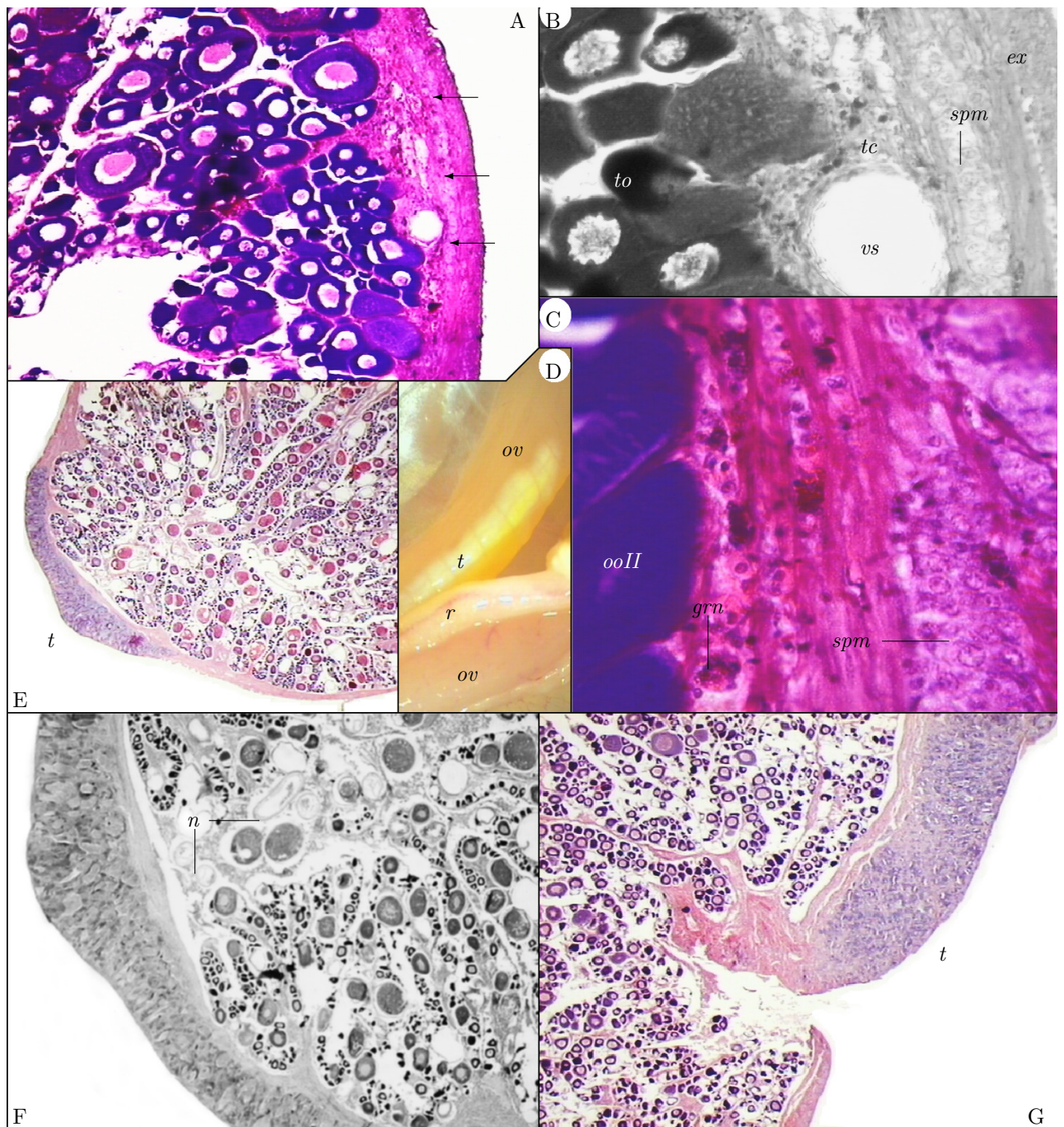


Figura 2.4: Inicio del crecimiento del tejido masculino en la inversión sexual.

A-C) Vista general (x50) y detalles (x200 y x400 respectivamente) del ovario de un ejemplar ♂<sub>1</sub> de 24 cm de talla en fase de alveólos corticales a finales de abril. Las flechas señalan el tejido masculino. D) Aspecto macroscópico de gónada hermafrodita en un pez de 19,7 cm (mayo). E-F) Vista general (x16) y detalle (x25) de la gónada de un pez de 31,5 cm al final de la vitelogénesis (finales de septiembre). G) Crecimiento de tejido masculino en un pez de 25,4 cm (finales de febrero) x25. Hematoxilina-Eosina (salvo D: en fresco).

(ex – epitelio externo (peritoneo); grn – granulocito basófilo; n – nemátodos parásitos; ooII – oogonia 2; ov – ovario; r – recto; spm – espermatogonias; t – testis; tc – matriz de tejido conjuntivo; to – tejido ovárico; vs – vaso sanguíneo)



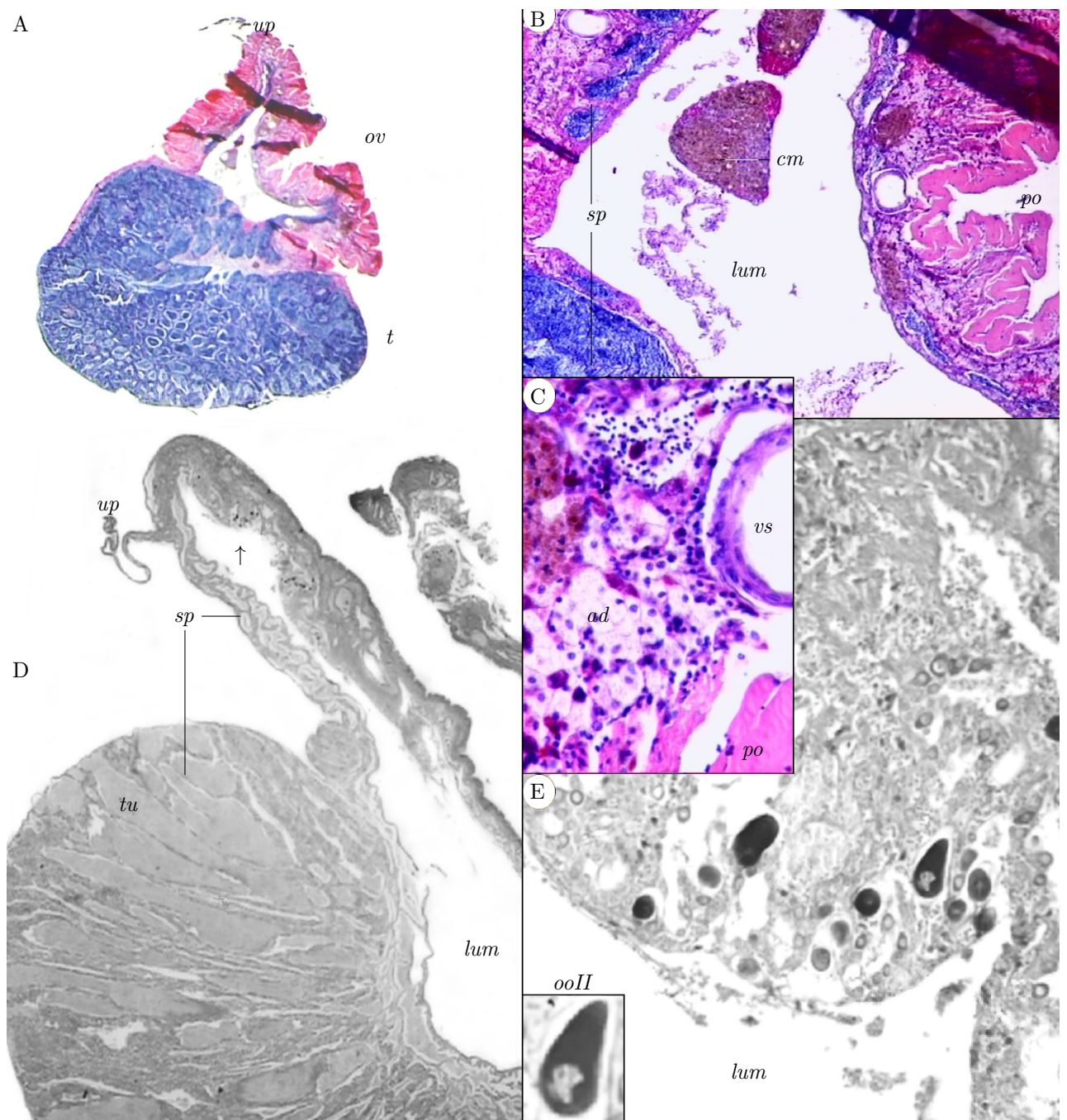


Figura 2.5: Fases finales de la inversión sexual. A-C) Degeneración del ovario en un macho de 35 cm (marzo). El detalle B muestra las paredes del ovario colapsadas de las que cuelga el resto de la gónada, el interior del ovario vacío con acumulaciones de desechos (cuerpos marrones) y formación activa de espermatozoides x50. El detalle C muestra algunos tipos celulares presentes en la zona. D-E) Vista de un testis maduro con los últimos restos de ovario en junio (LT 32 cm). x16. El detalle E (flecha) muestra las últimas oogonias II aisladas en un tejido desorganizado y con nucleolos reconocibles (recuadro inferior) x100.

(ad – tejido adiposo; cm – cuerpos marrones; lum – lumen ovárico; ooII – oogonia en fase II; ov – ovario; po – pared del ovario; sp – espermatozoides; t – testis; túbulo seminífero; up – punto de unión de la gónada al techo de la cavidad corporal; vs – vaso sanguíneo)

(en la figura no se observa espermiación), apareció a principios de la primavera en el 7,0% de las hembras y la mayoría de los ejemplares podrían catalogarse funcionalmente en la FASE DE ALVEÓLOS CORTICALES.

En la FASE DE TRANSICIÓN ( $\varphi_2$ ), se observó un tejido masculino con espermatogénesis activa adyacente a un ovario en vitelogénesis (Fig. 2.4E-G). El valor biológico de este tejido para un pez que esta dedicando la mayor parte de su gónada a la producción de huevo es controvertido. La idea de un hermafroditismo simultáneo durante el desove parece improbable por la diferencia temporal en el desarrollo de ovocitos y espermatozoides y por la falta de conductos seminíferos en el tejido masculino que pudieran canalizar el escaso esperma en formación. Tampoco parece probable que las hembras pudieran producir espermatozoides después de acabar de liberar su carga de huevos ya que los peces en transición se encontraron en otoño e invierno y la liberación de espermatozoides estaría muy alejada en el tiempo del principal momento de desove. La anticipación de la espermatogénesis un año antes de que el testículo sea realmente funcional se ha indicado también en *Dentex dentex* de pequeño tamaño [293].

El tejido masculino en crecimiento podría, sin embargo, estar jugando un papel adicional importante como productor de hormonas masculinas. En otros espáridos las hormonas esteroideas se sintetizan en las células intersticiales de Leydig [239] y se requieren para modular la oogénesis [302]. La breca produce 11 $\beta$ -Hidroxitestosterona [108], por lo que podemos esperar un sistema de control similar.

Con el inicio de la nueva estación reproductora ocurrió la fase final del CAMBIO DE SEXO ( $\varphi_3$ ). El crecimiento de la zona masculina se reanuda, desarrollando una quilla ventral (Fig. 2.5A-C) que luego crece hacia abajo y hacia los lados comprimiendo la zona del ovario. Esta testis es ya verdaderamente funcional y presenta cantidades apreciables de espermatozoides (Fig. 2.5D-E). Mientras tanto entre marzo y junio la zona del ovario degenera desde el interior, de sus tres capas iniciales queda en buen estado solamente la externa y los vasos sanguíneos de la capa media. En lugar de las lamelas ováricas hay ahora un gran espacio hueco en el centro circundado por restos de tejido desestructurado que incluyen aún alguna oogonia aislada reconocible y están siendo invadidos por espermatozoides (Fig. 2.5B). Finalmente todo el ovario colapsa hacia una hendidura en el centro de la testis

donde pronto se observa el canal deferente principal. Entre los restos del contenido ovárico se observaron cuerpos marrones formados por residuos celulares, así como gran cantidad de granulocitos basófilos, lo cual sugiere una intervención del sistema inmunitario en la reabsorción ovárica. La presencia de granulocitos y lisosomas en la zona degenerada de la gónada parece ser un proceso común durante la inversión sexual y se ha descrito también en otros géneros protogínicos y proterándricos, como *Lithognathus*, *Acanthopagrus* o *Sparus* [55, 78, 239].

Las especies que desovan a lo largo de varios años, como la breca, reservan las oogonias primarias y los oocitos perinucleolares que no han empleado para las siguientes temporadas reproductoras, conservando intacta la estructura lamelar del ovario y sus tejidos auxiliares [521, 108, 478]. El 6,52% de los peces con espermiación activa conservaba aún alguna oogonia primaria aislada entre abril y septiembre, pero no presentaban ovocitos en vitelogénesis ni folículos post-ovulatorios (Fig. 2.5D-E). Una vez llegado a este punto, es improbable que el ovario pueda regenerarse y volver a su estado normal. La producción de estrógenos también debería verse reducida o impedida y el desequilibrio hormonal favorecería la masculinización.

Todo este proceso ocurre probablemente de forma gradual a lo largo de varias estaciones reproductoras y los  $\varphi_3$  fueron típicamente peces bastante grandes. Para Besseau y Brusle-Sicard [55], la inversión sexual en la herrera *Lithognathus mormyrus*, sería solamente una pequeña parte de un proceso mucho más lento, que se extendería entre 4 y 6 años desde el inicio de la fase  $\varphi_1$ . Nuestros resultados también sugieren que las tres fases no pueden darse en una sola estación reproductiva y que la fase de inversión sexual propiamente dicha ( $\varphi_2$ ) es rápida. Apoyan esta idea la falta de alineación sucesiva en el tiempo de las tres fases  $\varphi$ , la presencia de  $\varphi_3$  de gran tamaño en abril sin rastro de folículos postovulatorios o la ausencia de ejemplares intermedios entre la fase  $\varphi_2$  y las otras. Un proceso de inversión casi idéntico se ha indicado también en otra especie protogínica, el pargo *Pagrus pagrus* en condiciones de cultivo [273].

## Espermatogénesis



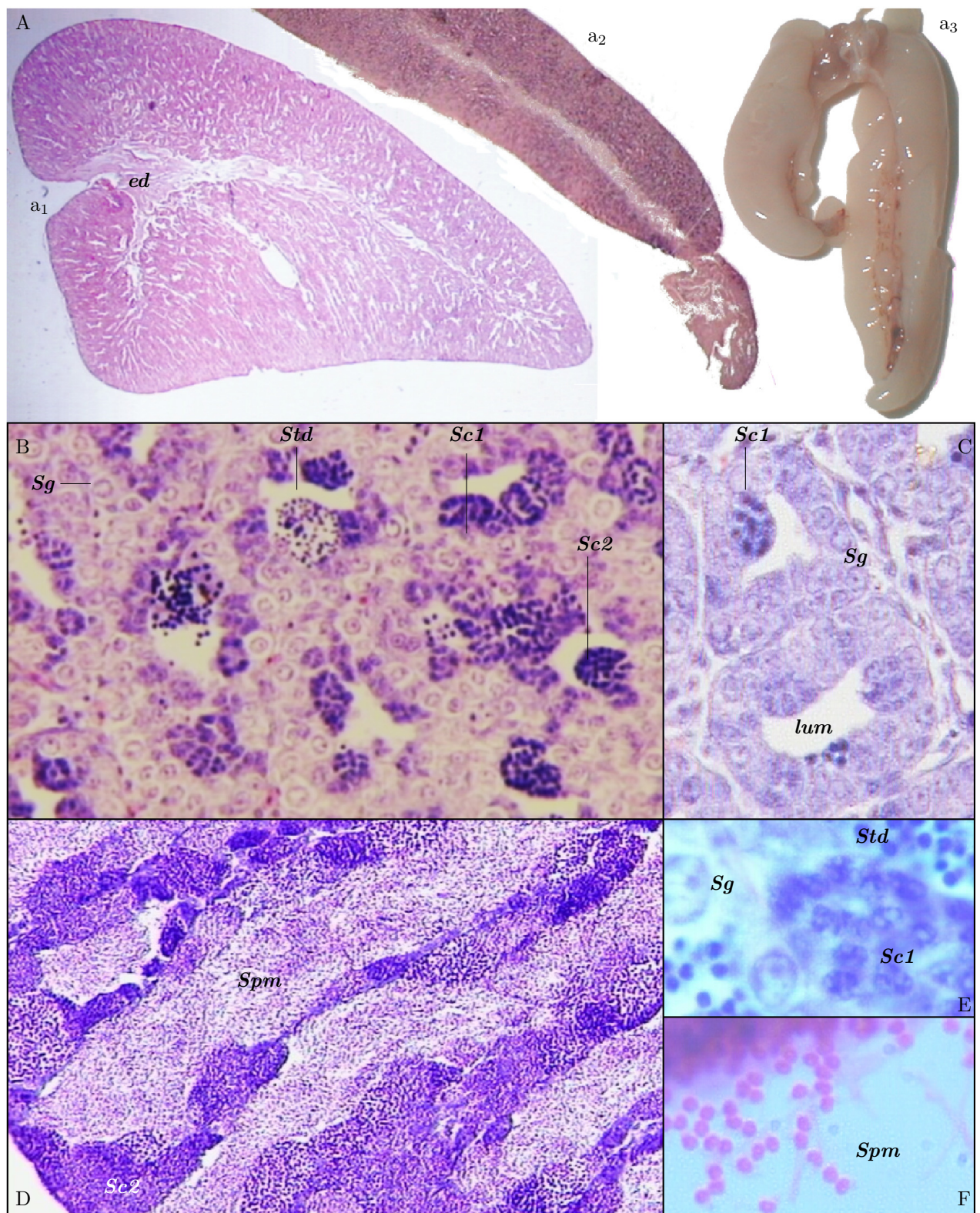


Figura 2.6: Espermatogénesis. A-C) Sección transversal (a<sub>1</sub>) y gónada completa (a<sub>3</sub>) de un  $\sigma_3$  de 36,5 cm en abril. Sección longitudinal (a<sub>2</sub>, x16) y detalles (B x200, C x400) de la gónada de un  $\sigma_2$  primario. D) Vista general de los túbulos seminíferos en un  $\sigma_3$  de 26 cm en julio (x50). E-F) Detalles (x1000) de un  $\sigma_3$  de 28 cm en abril. (ed - *Espermiducto principal*, lum - *Lúmen*; Sc1, Sc2 - *Espermatocitos primario y secundario*; Sg - *Espermatogonia*; Spm - *Espermatozoides*; Std - *Espermátida*).

La testis presentó una estructura de cilindros huecos individualizados por tejido conectivo y empaquetados apretadamente. Las espermatogonias se disponen en la pared de los túbulos seminíferos y las células auxiliares ocupan los intersticios entre túbulos extendiendo partes del citoplasma hacia el interior. La espermatogénesis fue de tipo CÍSTICO, todas las células originadas por división y diferenciación de una misma célula madre permanecieron agrupadas en un quiste, formado por expansiones del citoplasma de las células auxiliares, hasta la maduración de los gametos (Fig. 2.6B-C). Los quistes maduran independientemente de forma secuencial y durante el proceso se van orientando hacia el interior del túbulo.

La formación de espermatozoides comenzó con la proliferación de las espermatogonias, de unos  $\approx 12,8\mu\text{m}$  de longitud ( $n=3$ ) y un gran núcleo redondo con dos nucleolos. Tras su escisión en cuatro partes iguales se forman espermatoцитos primarios de  $\approx 5,9\mu\text{m}$  de longitud ( $n = 1$ ) y un núcleo en el que se observa actividad cromosómica. Los espermatoцитos primarios se dividen de nuevo dando lugar a espermatoцитos secundarios de unas  $3\mu\text{m}$  que a su vez se dividen y diferencian produciendo espermátidas de núcleo compacto. Durante la espermiación, las espermátidas maduran, desarrollan su flagelo y tras romperse el quiste que las envuelve y las interconexiones del citoplasma que las unen [239], se liberan ya como espermatozoides independientes al interior del túbulo (Fig. 2.6D). Al microscopio óptico presentaron un cuerpo redondeado o arriñonado de  $1,38\mu\text{m}$  de diámetro ( $n = 5$ , rango:  $1,67 - 1,18$ ) y un flagelo que puede alcanzar al menos 7 veces la longitud del cuerpo. Las células de Sertoli presentaron núcleos 2,9 veces más largos que anchos cuyo grosor supuso el 30% del diámetro nuclear de la espermatogonia ( $n = 2$ ).

Desde un punto de vista histológico las gónadas inmaduras presentaron inicialmente túbulos estrechos y vacíos, con un diámetro de luz similar al grosor de la pared tubular. Durante una fase temprana de la espermatogénesis aparecieron pequeños parches más oscuros distribuidos aleatoriamente entre las espermatogonias conteniendo espermatoцитos y alguna espermátida. A medida que las células se dividen el aspecto del tejido es cada vez más oscuro. Esto se debe a que van perdiendo citoplasma y repartiendo su material genético por lo que los núcleos, cada vez más homogéneos y basófilos destacan más. Una rápida fase media

mostró parches cada vez extensos de espermatoцитos y espermátidas, y en una fase tardía la luz tubular, ahora hinchada por los espermatozoides acumulados ocupó más de la mitad del tejido. En el interior de los túbulos solamente se encontraron espermatozoides lo que permite descartar un proceso de espermatogénesis semicística como el que se da en otras especies de peces [522]. Tras el desove se observaron espermiductos bien desarrollados, pero parcialmente vacíos, con pequeñas cantidades de espermatozoides y al final de la estación reproductora cesó la producción de espermatozoides y el testículo entró en reposo.

Se encontraron dos tipos diferentes de gónadas masculinas indicando que en Mazarrón la breca se comporta como una especie diándrica. El más común corresponde a los machos secundarios, formados por hembras que sufren una inversión sexual, pero también se detectaron un 12% de machos primarios, peces juveniles que maduran directamente como machos sin pasar por la fase de hembra adulta. Su porcentaje fue alto comparado con el 5% estimado en Castellón [404]. Estos peces, externamente idénticos a los demás machos salvo por su menor tamaño, presentaron gónadas cilíndricas y de sección circular (Fig. 2.6 a<sub>2</sub>), en las que no se observó rastro de oogonias ni restos de las paredes degeneradas del ovario. Salvando estas diferencias estructurales la espermatogénesis siguió el mismo proceso en ambos casos. Durante la estación reproductora pudieron observarse las fases tempranas de la espermatogénesis incluso en peces muy pequeños, aunque el tamaño mucho menor de su gónada implica una menor capacidad de producir gametos, (Fig. 2.6 B-C).

### 2.3.3. Época de desove

La breca varía su estrategia de desove según la zona. Las poblaciones Canarias o del Algarve presentan una única época de desove con valores del GSI que suben en primavera y se desploman a partir de agosto. En Canarias el pico máximo se desplaza a julio, mientras que en el Algarve se forma una meseta al mantener un valor constante ( $\approx 3$ ) entre junio y agosto [383, 154]. En el Mediterráneo sin embargo se han descrito *dos* épocas anuales de desove [46] y en el Oeste de Turquía (Mar Egeo) el esfuerzo reproductivo tiende a dosificarse a lo largo del año y de hecho se dan tres. Presenta un primer desove modesto en abril, con un pico menor para ambos sexos, un desove principal retrasado a fi-

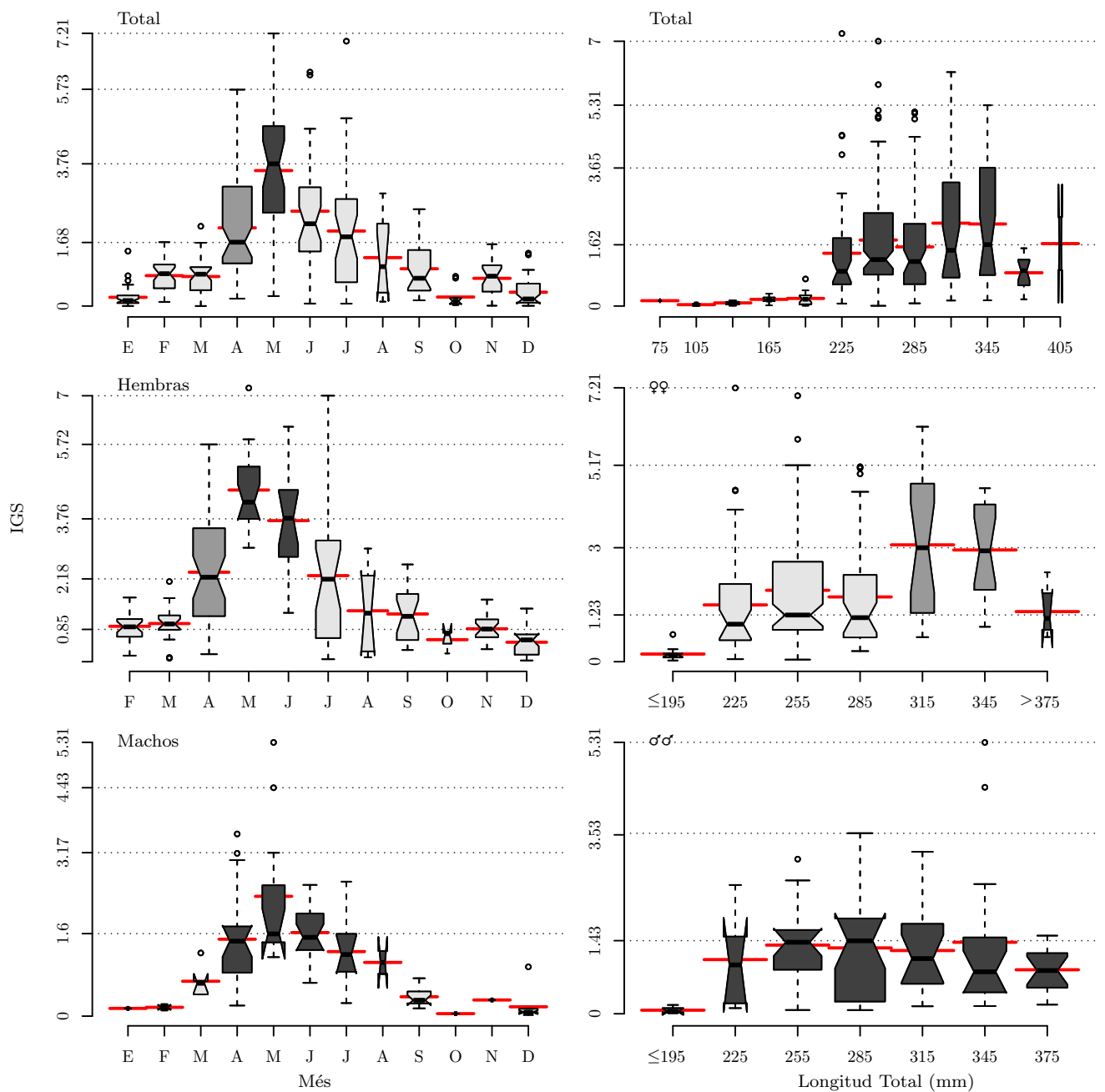


Figura 2.7: Evolución mensual y por tallas del índice gonadosomático según el sexo (muestras agrupadas para 2001 y 2002).

La barra roja marca la *media* de cada clase. La zona coloreada en forma de reloj de arena, de anchura proporcional al número de observaciones en su clase, comprende el espacio delimitado por los *cuartiles* 1° y 3° y las muescas triangulares indican, cuando se incluyen, los rangos de confianza de la *mediana* (banda negra en la zona más estrecha). Si dos clases adyacentes no solapan sus muescas, sus medianas son significativamente distintas ( $\alpha = 0,05$ ) según Chambers [107]; en esos casos se ha usado un tono de gris diferente en las siguientes clases para resaltarlo. El *rango esperado* se indica con líneas verticales discontinuas y los valores atípicos de la distribución con puntos. La figura 2.8, sigue la misma notación



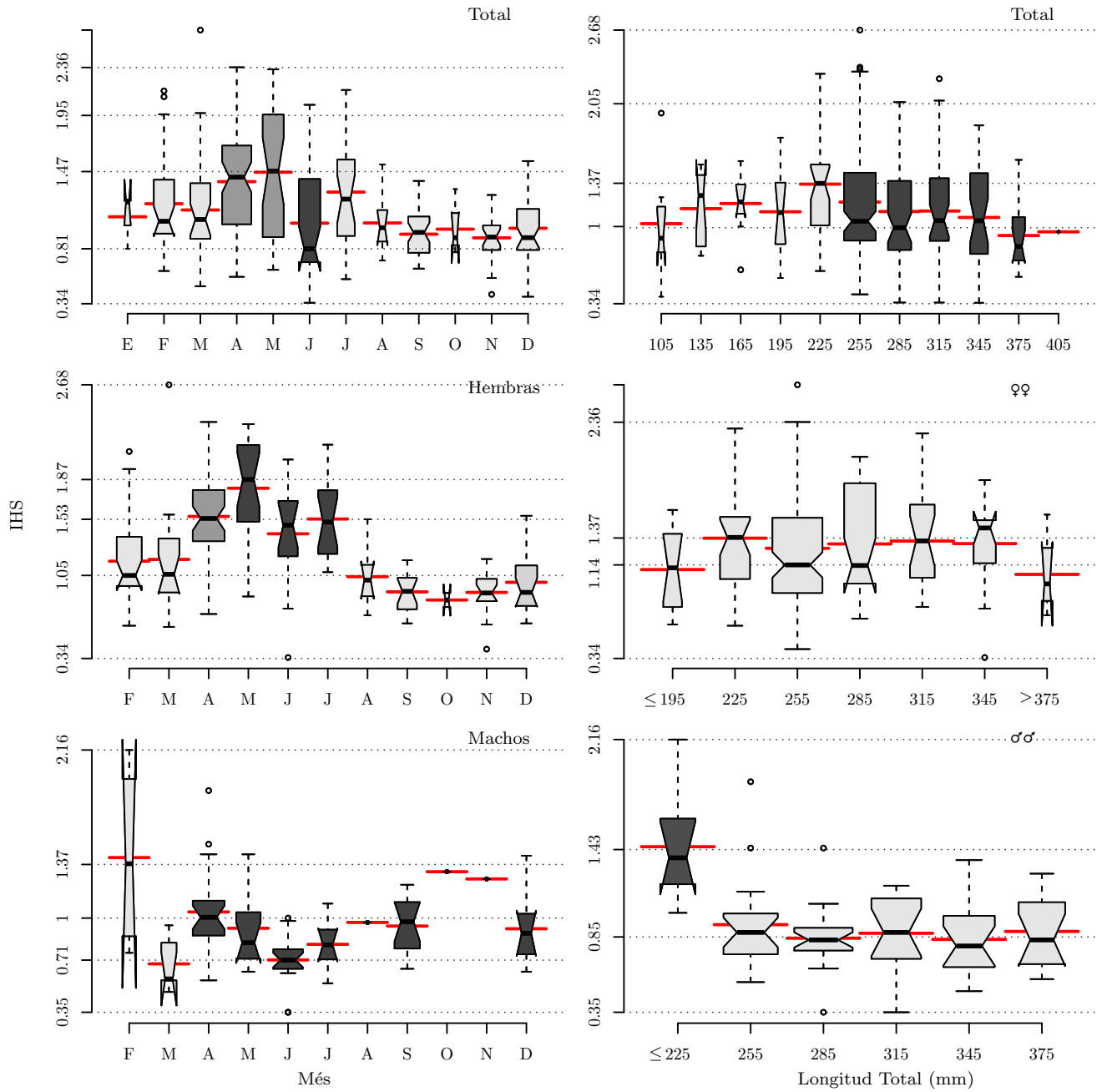


Figura 2.8: Evolución mensual y por tallas del índice hepatosomático según el sexo (muestras agrupadas para 2001 y 2002, Véase también la figura 2.7 en la pág. 35).

nales del verano, con valores máximos en agosto ( $\varphi\varphi$ ) y septiembre ( $\sigma\sigma$ ) y finalmente un tercer pico femenino en octubre. Las hembras descansan significativamente tras cada uno de ellos [233].

En Mazarrón sin embargo el índice gonadosomático (GSI) mostró un aumento de la actividad gonadal en primavera, con un único pico anual centrado en mayo (Fig. 2.7). Esto se repite tanto en 2001 como en 2002 y sigue un patrón similar para ambos sexos aunque los machos toman valores menores y el inicio de la reproducción puede presentar leves variaciones interanuales. Los primeros ovocitos hidratados se observaron el 25 de abril de 2001 y el 10 de abril de 2002 junto a folículos postovulatorios que indicaban un desove previo pocos días antes. Los cortes histológicos mostraron también 6 machos sexualmente activos en septiembre y 4 peces con signos de vitelogénesis a finales de agosto y principios de septiembre. No consideramos que sean indicadores de un desove tardío por varios motivos: El valor del GSI en estas pocas muestras fue demasiado bajo, siempre en los límites mínimos observados para las clases  $\varphi_5$  y  $\sigma_3$ . Tampoco se registraron variaciones estivales o otoñales significativas del GSI que delataran hidratación o expulsión de huevo (el leve aumento femenino observado en septiembre no fue significativo). Por último la presencia en muchos de estos ovocitos de grandes vacuolas citoplasmáticas transparentes (Fig. 2.4F), indica un proceso de lisis de los ovocitos no expulsados entre agosto a septiembre, un periodo de reabsorción de duración similar al encontrado en otros peces [507]. El desove en Mazarrón en 2001 y 2002 se habría limitado, por tanto, al periodo comprendido entre la segunda semana de abril y finales de julio.

Una posible explicación a estas variaciones locales podría estar en la TEMPERATURA, capaz de desencadenar la atresia en peces cuando es inadecuada [246]. El rango de temperaturas superficiales del agua en la bahía de Mazarrón osciló, durante las épocas de desove de 2001 y 2002, entre 15,4 y 28 ° C (Fig. 1.5 en pág. 17). En mayo concretamente la temperatura media fue  $18,8 \pm 1,5$  ° C ( $\bar{X} \pm \sigma$ ) con un rango entre 15,7 y 21,9 ° C. Los primeros ovocitos hidratados se observaron al alcanzarse los 16,4 ° C, pero la temperatura media alcanzada en la fase  $\varphi_5$  fue de  $20,9 \pm 3,7$  ° C y los valores máximos en hembras se alcanzaron a 21 y 24 ° C. El 14 de junio de 2001, tras una caída brusca con subida posterior a 20 ° C, se observaron las primeras anomalías en los ovocitos, que también fueron

frecuentes por encima de los 23 ° C. Los machos por su parte presentaron valores máximos de GSI a 19,9° C.

El GSI presentó valores medios notablemente altos para Mazarrón en el desove (Tabla 2.7), de hecho los valores femeninos para mayo y junio están entre los mayores registrados para la especie, mientras que los  $\sigma\sigma$  mantuvieron un valor intermedio, ligeramente superior al indicado en Canarias y al de Turquía a lo largo del año, pero inferior a las altas medias de 2,2 alcanzadas en septiembre en el Egeo [383, 233]. Creemos que este modelo, disperso y menos arriesgado, puede indicar una respuesta de la especie ante el incremento de la presión por parte de los predadores contrarrestando la baja esperanza de vida con machos que maduran antes y un mayor número de hembras pequeñas. Recordemos que en el Egeo apenas se encontraron peces de más de 26,5 cm de talla y había un déficit masculino, con hasta 3,15 hembras por cada macho [233], lo que sugiere un estado de sobrepesca.

La evolución del GSI con la talla muestra la ausencia de una actividad gonadal real hasta la clase de edad de 22 cm tanto en machos como en hembras. Aunque los cortes histológicos mostraron cierta actividad en algunos peces de tallas menores (Tabla 2.4 en pág. 26) esto no estuvo acompañado de un verdadero crecimiento de la gónada y habría que considerarlos valores atípicos (“outlier”) no representativos del conjunto de la población. La figura 2.7 muestra también un aumento de la mediana estadísticamente significativo para las  $\varphi\varphi$  entre las clases de 28 y 31 cm. Esto no se debe simplemente a que las hembras grandes tengan gónadas grandes (el GSI contrarresta el efecto del tamaño al carecer de unidades) sino que indica que además hacen un mayor esfuerzo reproductivo que las pequeñas, al destinar un porcentaje significativamente mayor de sus reservas a la producción de huevo.

La tendencia a aumentar el GSI femenino con la talla se ha indicado también en otras poblaciones mediterráneas de breca [292]. El GSI masculino no presentó variaciones significativas a partir de los 22 cm (test Kruskal-Wallis, grados de libertad = 15,  $p = 0,7$ ). Los mayores valores masculinos se encontraron en dos peces de gran tamaño (más de 34 cm de talla) a mediados de mayo, pero son atípicos (Figura 2.7).

Tabla 2.7: Relación entre el peso fresco, los índices gonado y hepatosomáticos y los estadios de maduración.

Estadio	Peso Total (g)			IGS			IHS		
	n	$Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$	n	$Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$	n	$Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$			
Indef.	25	13,4 ← 54,2 ± 51,0 → 225,8	18	0,001 ← 0,13 ± 0,23 → 0,70	22	0,40 ← 1,07 ± 0,37 → 1,97			
♀ <sub>1</sub>	13	21,7 ← 165,4 ± 109,7 → 291,5	13	0,03 ← 0,28 ± 0,23 → 0,63	13	0,75 ← 0,92 ± 0,20 → 1,30			
♀ <sub>2</sub>	38	43,2 ← 208,0 ± 96,9 → 493,4	37	0,12 ← 0,73 ± 0,34 → 1,40	37	0,42 ← 1,11 ± 0,35 → 2,11			
♀ <sub>3</sub>	53	66,4 ← 234,4 ± 111,1 → 696,7	53	0,19 ← 1,04 ± 0,39 → 2,17	52	0,61 ← 1,08 ± 0,28 → 2,04			
♀ <sub>4</sub>	57	86,9 ← 291,1 ± 104,3 → 508,4	56	0,77 ← 3,23 ± 1,38 → 7,00	56	0,35 ← 1,55 ± 0,45 → 2,36			
♀ <sub>5</sub>	32	135,4 ← 325,0 ± 162,9 → 893,2	31	1,40 ← 3,81 ± 1,38 → 7,21	30	0,77 ← 1,60 ± 0,43 → 2,33			
♂ <sub>1</sub>	14	66,8 ← 255,9 ± 147,2 → 622,9	15	0,19 ← 1,21 ± 1,08 → 4,19	14	0,64 ← 1,25 ± 0,53 → 2,68			
♂ <sub>2</sub>	9	45,5 ← 217,0 ± 114,0 → 401,5	9	0,09 ← 1,16 ± 0,72 → 2,46	9	0,68 ← 1,03 ± 0,24 → 1,39			
♂ <sub>3</sub>	8	209,2 ← 453,6 ± 170,7 → 800,2	8	0,30 ← 1,09 ± 0,44 → 1,56	7	0,35 ← 0,84 ± 0,26 → 1,04			
♂ <sub>1</sub>	14	50,6 ← 271,7 ± 163,5 → 623,9	14	0,02 ← 0,15 ± 0,09 → 0,31	14	0,64 ← 0,98 ± 0,29 → 1,76			
♂ <sub>2</sub>	24	82,9 ← 352,4 ± 174,8 → 717,4	24	0,03 ← 1,02 ± 0,78 → 3,53	24	0,35 ← 0,89 ± 0,41 → 2,16			
♂ <sub>3</sub>	34	157,3 ← 384,6 ± 151,9 → 650,4	34	0,25 ← 1,57 ± 1,01 → 5,31	33	0,62 ← 0,93 ± 0,23 → 1,44			
♂ <sub>4</sub>	14	152,5 ← 372,2 ± 146,7 → 627,1	14	0,62 ← 2,09 ± 0,95 → 4,43	14	0,63 ← 0,99 ± 0,25 → 1,51			
♂ <sub>5</sub>	1	393,2	1	0,54	1	0,97			

El signo \* indica diferencias significativas con la fase anterior ( $\alpha = 0,05\%$ )

### 2.3.4. El papel del hígado

El índice hepatosomático está directamente relacionado con las reservas de energía hepáticas y la actividad metabólica del animal [286]. El peso del hígado fue, en general, inferior al de la gónada en ésta especie, tomando un valor medio de  $1,2 \pm 0,4 (\bar{X} \pm \sigma)$  y oscilando entre el 0,35 y 2,68 % del peso total (Tabla 2.7). En conjunto los valores medios del índice para  $\sigma\sigma$ ,  $\varphi\varphi$  y juveniles fueron muy similares a los indicados para otras poblaciones catalanas y del sur de Francia estudiadas entre 2000 y 2001 [292], y también estuvieron próximos a los indicados para *Dentex dentex*, otro espárido de talla similar que frecuenta los mismos hábitats [333].

Las hembras presentaron pesos hepáticos significativamente mayores que los machos (test Kruskal-Wallis  $gl = 1, p < 0,0001$ ), especialmente en primavera. A diferencia de los machos, el peso de su hígado aumenta al hacerlo el peso del ovario (Fig. 2.10). Esto se debe a que el hígado tiene un papel muy activo durante la vitelogenénesis, sintetizando la vitelogenina y otras glicofosfoproteínas precursoras del vitelo o las proteínas de la zona radiata [246] antes de ser enviadas al ovario. El HSI femenino aumentó en abril con el inicio de la vitelogenénesis, al entrar en la fase  $\varphi_4$  (Tabla 2.7), alcanzó su máximo valor durante la primera mitad de mayo para empezar a descender sólo quince días más tarde. Todos estos cambios son estadísticamente significativos ( $p \leq 0,05$ ). Fuera de la estación reproductora los valores se mantuvieron entre el 0,9 y 1,1 % (Fig. 2.8).

Los machos presentaron una menor variación; su HSI se mantuvo próximo a 0,75 desde mediados de primavera prácticamente hasta la entrada del otoño, con aumentos significativos en abril y la segunda quincena de septiembre. La tendencia del HSI al final del invierno fue algo confusa y difícil de interpretar, con un llamativo aumento en la segunda quincena de febrero que sin embargo presentó valores muy extremos y no fue estadísticamente diferente del resto de meses, cayendo inmediatamente a valores mínimos en Marzo.

Por lo que respecta a la talla (Fig. 2.8), ni machos, ni hembras, ni hermafroditas o indeterminados presentaron diferencias significativas en el HSI al tomarlos por separado ( $\alpha = 0,05$ ) aunque el p-valor de los machos descendió casi al nivel de significación por el efecto de

<sup>5</sup>Los valores no se ajustan a una distribución normal. El Test Kruskal-Wallis indicó valores  $p = 0,56$  (grados lib. = 25) para todas las  $\varphi\varphi$ ,  $p = 0,33$  ( $gl = 6$ ), para los  $\varphi\sigma$ ,  $p = 0,21$  ( $gl = 6$ ) para juveniles indeterminados y  $p = 0,06$  ( $gl = 19$ ) para todos los  $\sigma\sigma$ . Los  $\sigma\sigma > 22$  cm tomaron un valor  $p = 0,34$



los machos primarios entre 16 y 20 cm <sup>5</sup>. Los peces juveniles de menos de 23 cm presentaron valores ( $\bar{X} \pm \sigma$ :  $1,2 \pm 0,39$ , rango:  $0,4 - 2,16$ ) similares a los del grupo de adultos de cualquier sexo ( $1,16 \pm 0,44$ , rango:  $0,35 - 2,68$ ).

Algunos teleósteos almacenan sus reservas principalmente en el hígado, que puede alcanzar pesos superiores al 15 % del total (unas diez veces más), mientras que otros lo hacen principalmente en la grasa mesentérica o la musculatura y su HSI no varía significativamente durante el desove porque no movilizan sus reservas hepáticas [522, 437]. La sincronización en la maduración de los ovocitos también afecta al comportamiento del HSI; si todos los ovocitos maduran a la vez el índice tomará valores muy altos antes de bajar de golpe, mientras que muchos desoves pequeños afectarán menos al peso hepático.

El valor del IHS mantiene valores similares en todas las tallas salvo por una caída significativa y permanente en la clase de talla masculina de 22,5 cm. Esta clase marca el inicio del desarrollo de la testis, lo que por alguna razón (quizás mera competencia física por el espacio en el peritoneo) va en detrimento del crecimiento hepático y su influencia puede verse también en la gráfica total por tallas a la que divide en dos bloques (Fig. 2.8). Por meses la interpretación es similar a la ya vista para el IGS, marcando bien la época reproductora en hembras y sin presentar variaciones mensuales significativas en machos. El IHS total muestra además cierta tendencia bimodal en las clases adultas (no apreciable en la gráfica), lo que refuerza la idea de que el hígado de machos y hembras se comporta de modo diferente durante la gametogénesis.

Al igual que en el índice anterior, algunas clases contienen un número de muestras insuficiente (reflejado porque sus intervalos de confianza para la mediana se extienden más allá de los cuartiles) y hay que interpretarlas con cautela; pero las figuras 2.7 y 2.8 sugieren, en suma, que las reservas hepáticas no se movilizan de modo significativo en la espermatogénesis aunque sí lo hacen en la oogénesis, que un desarrollo gonadal significativo no empieza hasta los 22,5 cm de talla en ambos sexos, que las hembras duplican su producción

de huevo a partir de los 31,5 cm y que la actividad sexual se prolonga al menos hasta los 38,2 cm en machos y 40,8 cm en hembras.

### 2.3.5. Las reservas no hepáticas

El hígado se considera el principal almacén de energía de las vísceras. En peces como los Gadidae puede almacenar un 70-90 % de los lípidos totales del cuerpo antes del inicio de la oogénesis [291] y en otras familias hasta el 25 % del peso total corresponde al hígado por éste motivo [144]. En especies como la breca, que presentan IHS mucho menores, es esperable que una parte de las reservas se guarden en algún otro lugar aparte del hígado. Uno de estos posibles lugares puede ser el espacio que queda en la cavidad visceral entre las propias vísceras. En algunas ocasiones se encontraron cordones irregulares de tejido adiposo blanquecino adheridos a la superficie del bazo, hígado, las redes de vasos sanguíneos asociadas al sistema digestivo o las paredes externas de éste. Esta **grasa perivisceral** pudo registrarse en unas pocas brechas salvajes durante el invierno pero fue despreciable en la mayor parte de los casos examinados <sup>6</sup>.

Un almacén mucho más importante es la carcasa. La musculatura en concreto puede almacenar tanto como el 50 % de los lípidos totales en peces como *Pagrus auratus* [368]. La composición de la musculatura de la breca se muestra en la Tabla 2.8. El porcentaje de **grasa en músculo** encontrado para brechas salvajes en Mazarrón osciló entre 0,3 y 7,4 % ( $\bar{X} \pm \sigma$ :  $1,36 \pm 1,07$  %). El peso eviscerado en ésta especie supuso el  $93,4 \pm 2,6$  % del total ( $\bar{X} - \sigma$ . Rango:  $83,4 - 98,6$  %), por lo que podría albergar unas reservas de grasa muscular equivalentes a las viscerales, como en el caso del pargo rojo <sup>7</sup>.

<sup>6</sup>Por su carácter disperso planteó problemas para su extracción completa y solamente se registró en 10 peces en marzo y otros 3 en diciembre (entre 17,3 y 31,8 cm de longitud total). La grasa perivisceral supuso el  $0,38 \pm 0,18$  % del peso total en estos ejemplares ( $\bar{X} \pm \sigma$ , rango  $0,06 - 0,58$  %), correspondiendo a entre 0,1 y 2,22 g de grasa por pez. Dado el bajo número de muestras examinadas estos valores deben de considerarse sólo a modo de aproximación

<sup>7</sup>Un pez de 250 g de peso con un IHS medio tendría por ejemplo un hígado de 3 g y podría contar teóricamente con otros 3,2 g de grasa muscular y unos 0,85 g adicionales de grasa perivisceral inercial

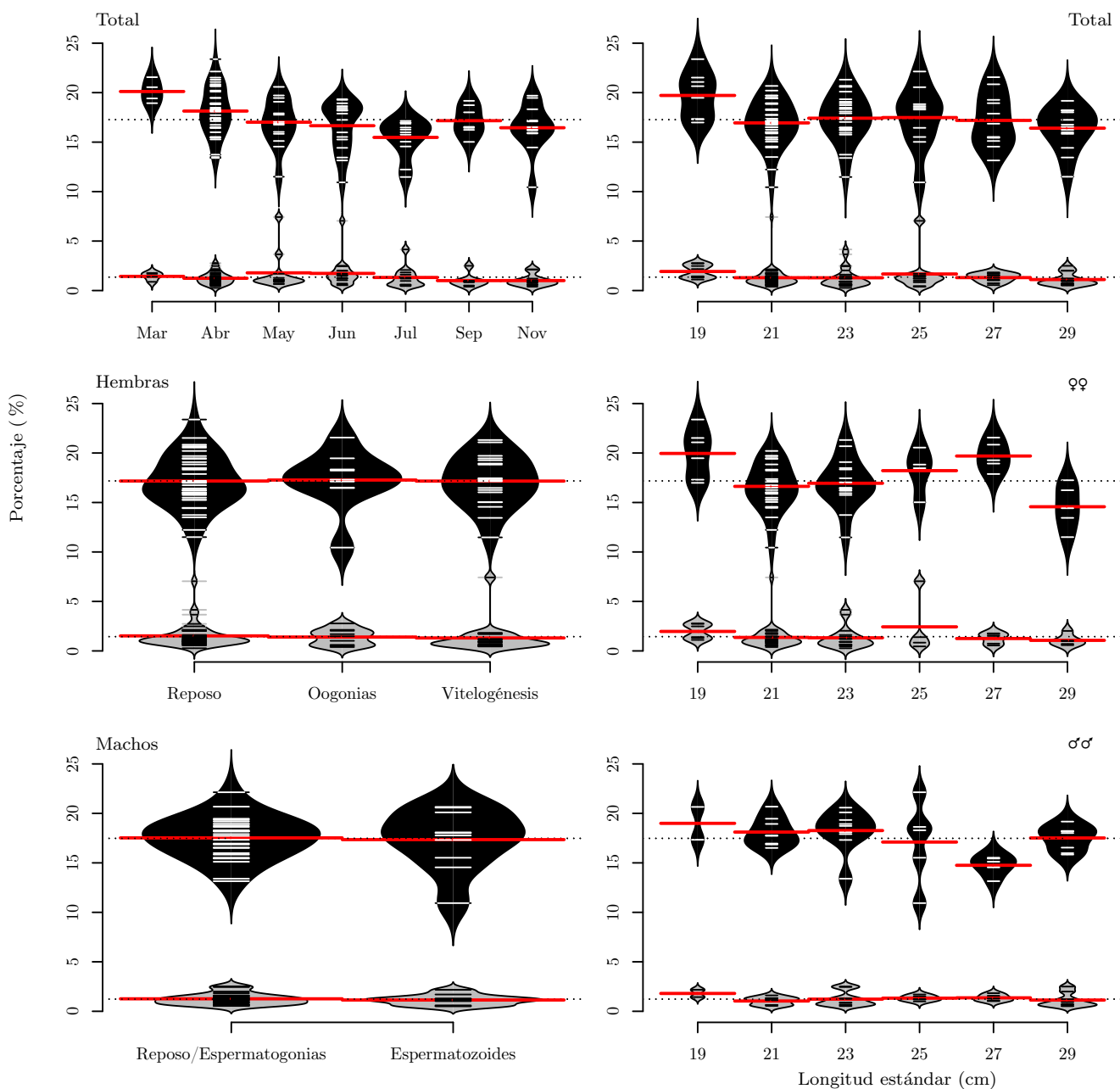


Figura 2.9: Porcentajes de proteína (negro, arriba) y grasa (gris, abajo) en el músculo de *Pagellus erythrinus* según el mes y la longitud estándar por sexos. Gráficos de vaina según Kampstra [256].

La forma de cada clase refleja la distribución de las muestras en dicha clase. Se indican las observaciones individuales (líneas cortas), su media de clase (línea roja) y la media total (línea horizontal de puntos). Grupos femeninos: Reposo  $\varphi_1$ , Crecimiento de oogonias ( $\varphi_{2-3}$ ), Vitelogénesis y madurez  $\varphi_{4-5}$ . Grupos masculinos: Reposo/espermatogonias ( $\sigma_{1-3}$ ), ejemplar fértil liberando espermatozoides ( $\sigma_{4-5}$ )

Porcentajes promedio similares a los encontrados son normales en muchos peces costeros salvajes, como *Pagrus auratus* ( $1,6 \pm 0,9$ ) o *Diplodus holbrooki* (2,2%) [497, 116]. Al ser generalmente inferiores al 5% clasifican a la breca en el grupo de pescados NO GRASOS [498]. En algunos ejemplares aparecieron sin embargo porcentajes atípicamente altos (entre 3 y 7%), lo que los clasificaría entre los peces SEMIGRASOS (valores entre 5 y 10%), entre los que se encuentran túnidos como la albacora *Thunnus alalunga* o carángidos pelágicos) [498, 497]. Esto se observó solamente entre mayo y julio en cuatro hembras entre 25 y 29 cm de longitud, con gónadas grandes y maduras, presencia de huevo hidratado y valores altos de GSI, HSI, grasa y proteínas musculares. Un aumento de las reservas musculares y del peso hepático sugiere un proceso de anabolismo (lo contrario de lo esperable en un pez que está desovando repetidamente). Una posible explicación sería que estos peces estuvieran ya al final de su periodo de desove, reabsorbiendo sus oocitos y devolviendo las reservas al músculo y al hígado. La gónada no puede considerarse tanto un almacén como un lugar en el que se gastan los recursos, fundamentalmente en forma de vitelo, pero si la reproducción falla parte de esta grasa puede reabsorberse y volver al hígado.

Los porcentajes menores del 10% parecen ser suficientes para la mayoría de los peces marinos, incluso las larvas recién eclosionadas de *Pagrus auratus* presentan porcentajes lipídicos similares a los adultos, entre el 2 y el 3,8% [479]. Sin embargo en cultivo las cosas pueden ser diferentes. Las reservas totales de lípidos en sargos picudos (*Diplodus puntazzo*) cultivados pueden oscilar entre el 13 y el 18%, frente al 2% normal en otras especies de *Diplodus* salvajes [497, 220]. Además el sargo picudo está adaptado a consumir dietas vegetales, pobres en grasa, por lo que sus valores normales serían aún más bajos. La breca está mejor adaptada a manejar lípidos en su dieta por lo que en cultivo podría ser capaz de almacenar cantidades similares.

**Las proteínas musculares** pueden actuar también como reserva energética. Los peces están bien adaptados a procesar tanto lípidos como proteínas, y si es necesario pueden obtener una considerable cantidad de energía del catabolismo de los aminoácidos aunque generalmente sólo se moviliza como último recurso [144].

Los Salmonidae están especialmente bien adaptados a esto y acumulan activamente proteínas en la musculatura que movilizan activamente durante la reproducción lo que les permite sobrevivir sin comer durante la migración [144, 368]. El músculo de breca en Mazarrón presentó valores estándar (Tabla 2.8) entre un 10,3 y 24,1% ( $17,62 \pm 2,70\%$ ) similares a los de muchas otras especies como *Cyprinus carpio* [12]. Los peces metabolizan mal los azúcares y no los acumulan (el porcentaje de carbohidratos en músculo es normalmente menor del 0,5%) así que el resto del músculo (entre el 73 y el 89% de su peso en breca, promedio 81%) sería fundamentalmente agua y materia orgánica. El músculo de peces también suele llevar entre un 1,5 y un 6% de cenizas minerales inertes, porcentaje que ronda el 4% en otros Sparidae [220, 498, 12], refiriendonos siempre a porcentajes sobre el peso húmedo del tejido.

Las reservas musculares no se movilizaron de modo apreciable durante la época reproductora, ni durante el proceso de vitelogénesis, ni durante la producción de espermatozoides. Tomando a cada sexo por separado, no se detectaron diferencias significativas ( $\alpha = 0.01$ ) entre los peces en vitelogénesis o producción activa de espermatozoides y sus homólogos en reposo o en las primeras fases de la gametogénesis (Fig. 2.9). Esto se cumplió tanto para proteínas (ANOVA proteína vs madurez p $\sigma\sigma$ : 0,84; p $\varphi\varphi$ : 0,99)<sup>8</sup>, como para las grasas (Lípidos vs madurez. ANOVA  $\sigma\sigma$  p: 0,57; Test Kruskal Wallis<sup>9</sup>  $\varphi\varphi$  p: 0,53).

La figura 2.10 muestra las relaciones entre las reservas musculares de proteínas y lípidos y los pesos hepático y gónadal (representados por IHS y IGS respectivamente) en muestras agrupadas por sexos. La figura sugiere de nuevo que no hubo conexión entre las reservas viscerales y musculares. Aunque las hembras tienden a tener hígados y gónadas más grandes y pesados que los machos, el coeficiente entre grasa y proteína musculares es similar en ambos sexos solapando prácticamente. El porcentaje de lípido muscular almacenado no varía al aumentar el peso hepático o gonadal y tampoco se encontró una regresión lineal significativa que permita relacionar el comportamiento de lípidos y proteínas musculares ( $R^2 < 0,011$ ). La figura muestra también que la correlación positiva encontrada entre IHS y IGS se debe a las hembras. El peso hepático tiende a aumentar con el peso del ovario,

<sup>8</sup>Muestras independientes. Test Shapiro-Wilk para contraste de normalidad entre grupos de proteínas p $\varphi$ : 0,93, 0,13, 0,90; p $\sigma$ : 0,78 y 0,26. Test Barlett para contraste de igualdad de varianzas entre  $\varphi\varphi$ , p:0,84. Entre  $\sigma\sigma$  p: 0,14)

<sup>9</sup>En lípidos de hembras no se cumplió el requisito de normalidad (Shapiro-Wilk p:  $1.13e^7$ , 0,59,  $5.58e^7$ )

Tabla 2.8: Composición del músculo de *P. erythrinus* a lo largo de la maduración.

La columna denominada resto comprende fundamentalmente agua (Veáse texto)

Estadío	n	% Lípido		n	% Proteína		Resto $\bar{X}$
		$Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$			$Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$		
♀ <sub>2</sub>	11	0,4 ← 1,0 ± 0,5 → 2,1		11	10,4 ← 15,7 ± 2,1 → 18,2		83,3
♀ <sub>3</sub>	13	0,6 ← 1,6 ± 0,8 → 2,8		13	16,5 ← 19,5 ± 2,0 → 23,4		78,9
♀ <sub>4</sub>	26	0,3 ← 1,3 ± 0,9 → 4,2		26	11,5 ← 17,0 ± 2,6 → 21,3		81,7
♀ <sub>5</sub>	9	0,5 ← 2,4 ± 2,8 → 7,4		9	11,5 ← 17,0 ± 2,6 → 19,7		80,6
♂ <sub>1</sub>	6	0,6 ← 1,0 ± 0,3 → 1,6		6	13,5 ← 16,0 ± 1,9 → 19,4		83,0
♂ <sub>2</sub>	1	0,4		1	16,4		83,2
♂ <sub>3</sub>	5	0,5 ← 1,3 ± 0,4 → 1,6		5	15,5 ← 17,2 ± 1,2 → 18,3		81,5
♂ <sub>1</sub>	2	1,4 ← 2,0 ± 0,8 → 2,5		2	17,3 ← 18,3 ± 1,3 → 19,2		79,7
♂ <sub>2</sub>	12	0,5 ← 1,0 ± 0,5 → 2,5		12	15,1 ← 18,2 ± 2,0 → 22,1		80,8
♂ <sub>3</sub>	10	0,7 ← 1,4 ± 0,6 → 2,5		11	13,1 ← 16,8 ± 2,2 → 19,5		81,8
♂ <sub>4</sub>	9	0,5 ← 1,2 ± 0,5 → 2,2		9	10,9 ← 17,3 ± 3,2 → 20,7		81,5
♂	33	0,5 ← 1,2 ± 0,6 → 2,5		34	10,9 ← 17,5 ± 2,4 → 22,1		81,3
♀	65	0,3 ← 1,4 ± 1,3 → 7,4		66	10,4 ← 17,2 ± 2,6 → 23,4		81,4
♀	12	0,4 ← 1,1 ± 0,4 → 1,1		12	13,5 ← 16,6 ± 1,46 → 19,4		82,3

pero no ocurre lo mismo en machos. Por otra parte, los ejemplares indeterminados que aún no han empezado a producir gametos ya tienen un hígado tan pesado como el de los machos adultos; un nuevo indicio que sugiere que el papel del hígado como precursor en la espermatogénesis es bajo, o al menos menor que en la ovogénesis.

En suma la breca es una especie con un alto grado de plasticidad en la diferenciación sexual que tuvo una única época reproductora en la zona durante la primavera y principios del verano. Sus reservas energéticas se almacenan tanto en las vísceras como en la musculatura, pero al igual que en otras especies de peces que fraccionan sus reservas [446] sólo las primeras se movilizan durante la reproducción para formar gametos.

Estos índices no suponen meramente una cuestión técnica. Los peces salvajes pueden presentar una variabilidad alta en las reservas lipídicas entre distintos ejemplares y el periodo reproductor suele implicar un desafío en términos energéticos. Afrontar esta época con pocas reservas iniciales se ha relacionado con bajas fecundidades, tamaños de huevos menores y mala calidad de los huevos o larvas producidos [291]. Los índices calculados son también una herramienta importante para examinar el grado de salud de una población y su exposición a contaminantes o a cargas parasitarias [286, 439], aspecto sobre el que profundizaremos en capítulos posteriores.

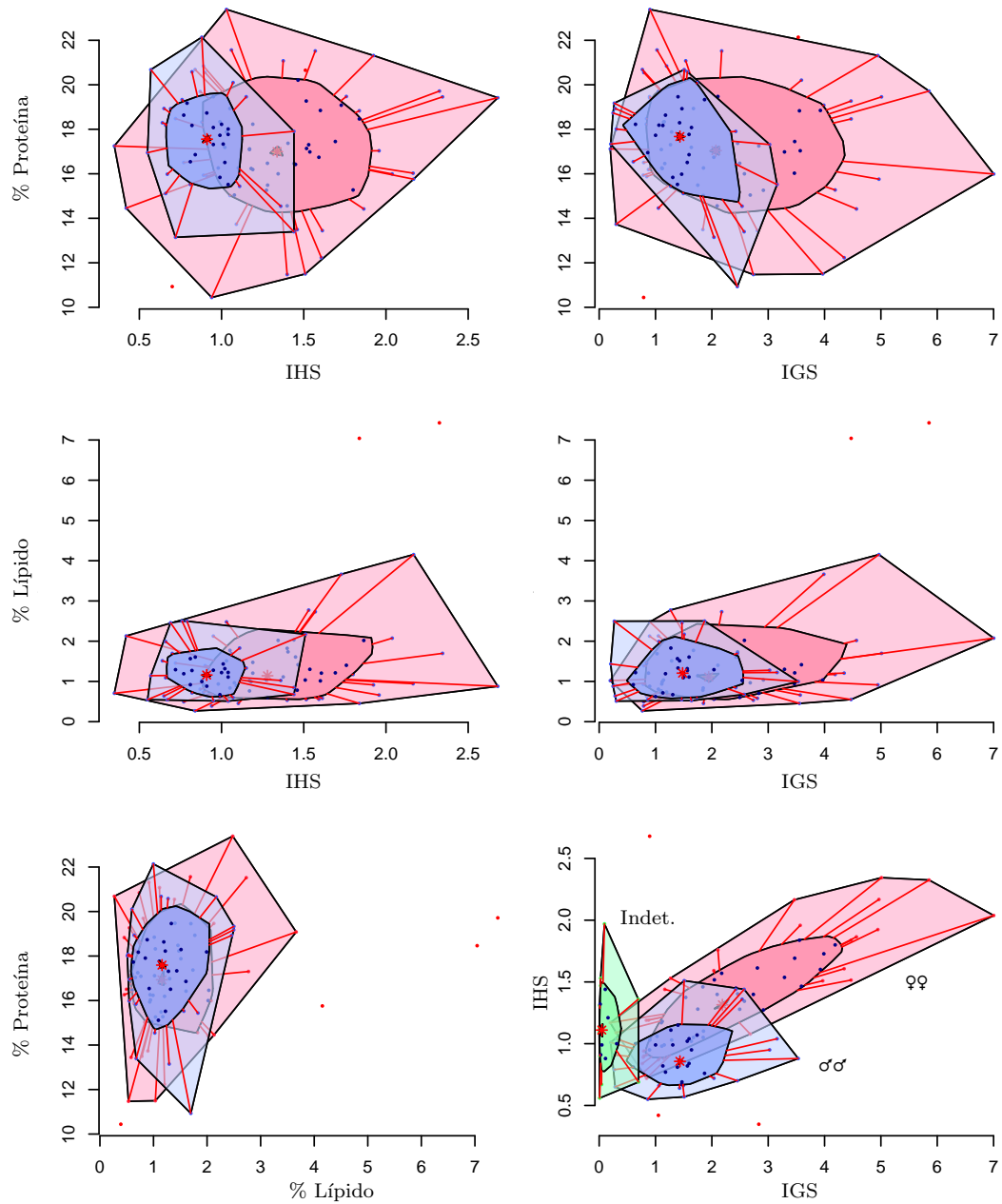


Figura 2.10: Relación entre IGS, IHS y reservas musculares de grasa y proteínas en machos (azul), hembras (rosa) e indeterminados (verde). A partir de las nubes de puntos se han calculado gráficos de tipo bagplot [435, 508]. El área interna encierra el 50% de las observaciones y el asterisco en su centro representa la mediana bidimensional. Si las medianas de machos y hembras no solapan sus distribuciones son significativamente diferentes. Los puntos que caen fuera del área externa más clara son valores atípicos



# Desove, desarrollo larvario y crecimiento en cautividad

## 3.1. El cultivo de Sparidae

Los primeros intentos de cría en cautividad de breca que conocemos se llevaron a cabo en Canarias en mayo de 1992 por Cejas *et al* [103, 104], en un momento en que el cultivo de la dorada está a punto de despegar definitivamente en Europa (pasaría de unas 8.000 a 20.000 tm en dos años [25]) y surge la duda de si otras especies similares pueden criarse con éxito en cautividad. Estos tanteos preliminares obtienen poca atención y en los años siguientes las aguas de la investigación vuelven al cauce del interés pesquero [197, 397, 247], incluyendo algunas aportaciones aprovechables sobre reproducción [160, 10, 309] e intentos puntuales por abarcar nuevos campos como la genética [222]. En 2000 el enfoque del cultivo [301] vuelve a retomarse en varios países mediterráneos coincidiendo con una crisis en el sector de la dorada [25]. Entre los investigadores que han estudiado su cría en cautividad destacan Klaoudatos o Mihelakakis *et al.* en Grecia [266, 327, 267] o Güner *et al.* en Israel [207].

Las principales técnicas utilizadas en esparicultura se han ido desarrollando y perfeccionando en las últimas décadas. Todo el proceso está marcado por varias fases críticas que se suceden con rapidez; el apareamiento, la incubación del huevo, el inicio de la alimentación activa, la metamorfosis, el denominado “destete”, que consiste en habituar gradualmente al pez al pienso, o el engorde. Cada una presenta sus propios

problemas.

La puesta y la espermiación pueden inducirse artificialmente inyectando hormonas como la gonadotropina coriónica humana [45, 523, 266], aunque el desove espontáneo en cautividad proporciona mejores resultados [103, 266]. El comportamiento durante el desove suele ser poco conocido. En *Pagrus auratus* el cortejo se realiza entre la vegetación a 1 m del fondo implicando a una hembra y hasta 6 machos, con coloraciones distintivas, que la persiguen activamente. Los peces nadan rápidamente hacia la superficie y las hembras expulsan allí los huevos mediante coletazos y cambios bruscos de dirección [487, 470]. Casi todos los Sparidae desovan huevos pelágicos, ricos en proteína, que abandonan a su suerte [46, 285]. Su supervivencia depende inicialmente de su capacidad de pasar desapercibidos incluso para sus propios padres en la espuma superficial, sobre todo en especies como el besugo cuya dieta incluye huevos de otros peces. Por ello huevos y larvas suelen ser muy transparentes y al crecer aparecen coloraciones disruptivas.

Las chopas *Spondyliosoma cantharus* y *S. emarginatum* son únicas entre los Sparidae por presentar huevos adhesivos que entierran en la arena y vigilan hasta su eclosión [90, 46, 285]. En este caso el principal peligro son los hongos que crecen en los huevos muertos o no fecundados y acaban propagándose y matando a los huevos vecinos al invadirlos o tapar los poros de la cubierta del huevo por los que respira el embrión. Este problema puede surgir también en los incubadores, especialmente con temperaturas elevadas, al combinarse altas densidades de huevo en un espacio reducido, que chocan constantemente entre sí y con las paredes. Para evitarlo se descartan los huevos inviables y se deposita el resto en un incubador limpio con una aireación suave, que los mantenga en constante movimiento sin interferir en su eclosión o dañar a las larvas. Otro modo común de luchar contra los hongos es mantener a los padres junto a los huevos para que los limpien y aireen [33, 315] pero esto no tiene sentido en esparicultura, salvo quizás en *Spondyliosoma*, que actualmente no se cría. En laboratorio se han empleado también varios antibióticos como apoyo durante la incubación [523], que puede durar de 26 a 81 h según la temperatura y la especie [245, 299, 409].

Las larvas de *P. auratus* deben empezar a alimentarse entre el tercer y el décimo día de vida [45], para lo que es imprescindible proporcionar presas vivas del ta-

maño adecuado. En Sparidae suelen utilizarse rotíferos del género *Brachionus*, que también se han ensayado en breca [266] y que se cultivan aparte con una dieta de levadura y algas microscópicas. Durante la metamorfosis, que ocurre en torno al día 25 en *P. auratus* [45], se produce tanto la regresión de algunas características larvarias como la formación de numerosas estructuras ausentes en la larva, como los radios de las espinas o las escamas. Lograr la correcta inflación de la vejiga natatoria en este momento marcará el futuro del pez; si no lo consigue tendrá que gastar mucha más energía para mantenerse a flote, crecerá peor y a la larga será susceptible de ser depredado por sus hermanos. Además su calidad será baja al favorecerse el desarrollo de lordosis y escoliosis [475].

Tras la metamorfosis el crecimiento se acelera [177]. En esta fase las larvas se alimentan con *Artemia* que se sustituye gradualmente por pienso comercial aportado varias veces al día. Los alevines de pargo rojo crecen a una tasa media de 0,5 – 0,9 mm por día alcanzando una talla entre 10 y 14 cm al cumplir el año de vida [177]. El crecimiento se ralentiza en invierno y con la edad pasando a ser de 0,2 – 0,4 mm por día hasta alcanzar los 21 cm el segundo año [391]. Los alevines de besugo en cautividad crecen entre 6 y 10 cm al año [371]. Al seguir alimentándose en invierno los peces cultivados alcanzan la talla comercial antes que los salvajes, en unos 20 meses [48, 177].

Inicialmente se consideró que el crecimiento de la breca podría ser demasiado lento para el cultivo. Tanto los estudios en poblaciones naturales como los ensayos iniciales de cría indicaban tasas inferiores a las de la dorada [501, 104, 103, 266, 154]. Sin embargo, los primeros estimaban la edad a partir del número de bandas presentes en los otolitos, un sistema problemático porque la breca puede formar varios anillos anuales [10], mientras que los segundos alimentaban a *todas* las especies con pienso específico para dorada, por lo que no es tan extraño que la dorada creciera mejor que las demás. En realidad las brechas crecen deprisa si se les proporciona la dieta adecuada, superando incluso a la dorada y lubina en sus primeros meses [267] y alcanzan pesos medios de hasta 125 g durante el primer año [266] que probablemente mejorarán al ir perfeccionándose las técnicas de su cultivo.

## 3.2. Material y Métodos

**Estima de la fecundidad** Para el estudio de la fecundidad se emplearon 52 hembras con huevo hidratado, de tallas comprendidas entre 230 y 354 mm ( $\bar{X} \pm \sigma$ : 286  $\pm$  38, 1) y pesos comprendidos entre 170,7 y 553,2 g ( $\bar{X} \pm \sigma$ : 316,6  $\pm$  120, 3), que fueron capturadas en la costa de Mazarrón entre 2001 y 2002. Se empleó un estudio de tipo gravimétrico. Tras pesar la gónada completa en una balanza con precisión 0,0001 g, se tomaron muestras de peso conocido ( $\approx 1$  g), que se mantuvieron durante un mínimo de 6 meses en líquido de Gilson para eliminar el tejido conectivo. Las muestras se agitaron periódicamente para facilitar la separación de los ovocitos del resto del tejido. Tras completar este proceso se separaron los ovocitos hidratados y vitelogénicos para su recuento mediante tamices de 150 y 450  $\mu$ m de luz de malla, elegidos según los rangos de tamaños de los oocitos estudiados previamente (Véase Tabla 2.6 en la pág. 27). Los ovocitos menores de 150  $\mu$ m se desecharon y el resto se diluyó en 1 L de agua y se homogeneizó mediante aireación antes de extraer varias alícuotas. El total de ovocitos se estimó multiplicando el número medio de ovocitos por gramo de muestra por el peso gonadal total, y los resultados obtenidos se confirmaron con las correspondientes preparaciones histológicas de las gónadas (Véase pág 24) y se compararon con las observaciones directas de las puestas en los tanques de cultivo.

### Origen de los reproductores

Se capturaron posibles reproductores en Cádiz (2001), Santa Pola (Alicante, 2002) e Isla plana (Bahía de Mazarrón, Murcia) en Octubre de 2003 mediante arrastres cortos. Unos 300 peces fueron alojados en tanques de fibra de vidrio y cemento de 10 000 L de capacidad con fotoperiodo y temperatura naturales, renovación constante del agua y oxigenación suplementaria mediante compresores de aire. Fueron alimentados varias veces al día con trozos de lacha (*Alosa fallax nilotica*) congelada y una vez aclimatados (Ene-2004), se eliminaron sus ectoparásitos con baños de formol.

Los dos primeros lotes fallaron y no llegan a reproducirse. Su datos se excluyen de los resultados por tanto. En marzo de 2004 se seleccionaron 18 ejemplares sanos de longitudes totales entre 15 y 24,5 cm ( $\bar{X} \pm \sigma$  : 18,64  $\pm$  2,09) y pesos entre 47,81 y 217,56 g (99,1  $\pm$  36,6), que fueron alojados en un tanque cua-



drangular de fibra de vidrio de 2250 L, con un caudal de agua en circuito abierto de 0,48 l/s a la misma temperatura que el agua superficial del mar en la zona, (renovación total del agua del tanque cada 1:15 h aproximadamente) y se les siguió proporcionando el mismo tipo de alimento suplementado con pienso comercial.

### Recogida e incubación del huevo

Al acercarse la época de puesta estimada previamente (Véase el capítulo anterior) se situó en el rebosadero del agua del tanque una bandeja recolectora con fondo de malla de 500  $\mu\text{m}$  para ir recogiendo el huevo. El contenido de la red se revisó diariamente a primera hora de la mañana, y tras un lavado suave para concentrar el huevo y eliminar los residuos de comida, se depositó en un vaso de cristal de 5 L de capacidad. Tras varios minutos de reposo el huevo muerto, no flotante, se fue al fondo y el vivo se acumuló bajo la superficie permitiendo decantarlo a un nuevo recipiente y separar ambas fracciones para su recuento.

Para estimar la cantidad de huevo presente se conectó un aireador al recipiente hasta que todos los huevos se repartieron homogéneamente por toda la masa de agua, luego se tomaron entre 3 y 5 submuestras de 5 ml para obtener el promedio de huevos presentes que se multiplicó por el volumen total. Tras el recuento se desechó el huevo dañado y se pasó a valorar la calidad de la fracción flotante. Esta se compuso de huevos no fecundados, recién fecundados, en fase de blástula o con el embrión bien formado y ocasionalmente algunas larvas recién eclosionadas<sup>1</sup>. Para evitar errores al estimar el tamaño de la puesta, se hizo el recuento de cada tipo por separado y se aplicó la correspondiente corrección considerando al huevo embrionado como perteneciente a la puesta del día anterior, las larvas a la de dos días atrás y el resto a la puesta del mismo día. El huevo no fecundado, que tras varias horas no había empezado a dividirse, se consideró huevo muerto.

La fracción flotante de las puestas de calidad aceptable se depositó en incubadores cilíndricos de fondo cónico de 17,5 y 500 L o bien en tanques de 1000 L en circuito cerrado con aireación suave continua desde el fondo. La temperatura y salinidad del agua fueron las naturales en la zona.

### Desarrollo embrionario y absorción del vitelo

Se registraron los diámetros total y de la gota de grasa en 629 huevos (entre 15 y 50 por puesta) mediante una microcámara unida al microscopio. Además se tomaron fotografías a intervalos regulares para documentar el desarrollo embrionario a 20° C y se monitorizaron individualmente algunos ejemplares durante varios días desde su eclosión hasta la apertura de la boca para estudiar la absorción del saco vitelino. Se describieron los principales cambios en la morfología de la larva durante el crecimiento y se registró el tiempo transcurrido entre cada uno.

### Cultivo larvario

Las larvas fueron alimentadas desde el tercer día con rotífero *Brachionus plicatilis* de cepas común y enana (S) cuya densidad se analizó diariamente añadiendo el necesario para mantener una concentración de 10 rotíferos/ml. Los rotíferos se alimentaron previamente con levadura y algas como *Tetraselmis*, *Chlorella* o *Isochrysis galbana* forma Tahitiana (T-iso), y se filtraron antes de añadirlos a los incubadores. Se probó también a cultivar conjuntamente el rotífero con las larvas.

Además se mantuvo a las larvas con agua verde mediante la adición de *Chlorella* concentrada comercial a una densidad de 0,1 ml/l de agua. El día 18 se empezaron a incorporar nauplios de *Artemia salina* y a partir del día 25 se eliminaron rotífero y algas y las larvas consumieron exclusivamente metanauplios de *Artemia*. A partir del día 32 empieza la fase de “destete” introduciendo gradualmente pienso comercial de 0,1 a 0,3 mm (Skretting perla larva 6.0). Los tanques de las larvas cultivadas en agua verde se mantuvieron en circuito cerrado con aireadores de superficie para concentrar y retirar la grasa superficial y facilitar así la inflación de la vejiga. El agua se renovó diariamente abriendo el circuito durante un par de horas antes de volver a incorporar las algas. Una vez superada la fase de *Artemia* los peces se mantuvieron constantemente en circuito abierto, salvo para incorporar alguna medicación (Véase el Cap. 6), y la superficie del tanque se tapó con una malla para evitar que saltaran fuera. Los alevines se seleccionaron por tamaños para minimizar el canibalismo.

<sup>1</sup>Debido a que parte del huevo permanece entre dos aguas en el tanque y se va acumulando en la red a lo largo del día

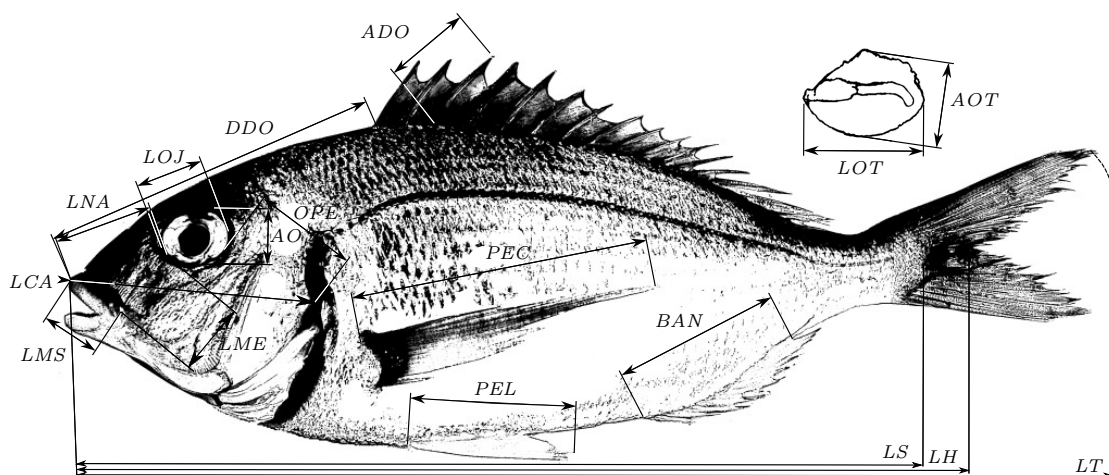


Figura 3.1: Medidas tomadas en ejemplares salvajes.

ADO – Altura de la aleta dorsal (Longitud del tercer radio); AO – Anchura máxima del ojo; AOT – Ancho máx del otolito; BAN – Longitud de la aleta anal (en su base); DDO – Distancia a la aleta dorsal (base del primer radio); LCA – Longitud de la cabeza (a la espina opercular); LH – Longitud furcal (a la horquilla); LME – longitud de la mejilla (distancia mínima entre el borde maxilar posterior y el borde del ojo); LMS – Longitud de la mandíbula superior (premaxilar + maxilar); LNA – longitud de la zona nasal; LOJ – Longitud del ojo; LOT – Longitud del otolito; LS – Longitud estándar; LT – Longitud total; OPE – Distancia mínima entre el borde posterior del ojo y la espina opercular; PEC – longitud de la aleta pectoral; PEL – longitud de la aleta pélvica

### Estudio del crecimiento (Fase de engorde)

Los peces se dividieron en tres grupos según su origen: salvajes, cautivos (capturados en el mar) y cultivados (nacidos en cautividad). Su estado físico se analizó mediante el **factor deón Corporal** (CC) obtenido dividiendo el peso fresco en g, entre el cubo de la longitud total en cm, y multiplicando el resultado por 100. En 27 peces cautivos alimentados con pienso durante varios meses se registró asimismo el HSI para compararlo con el ya conocido de los ejemplares salvajes (véase el capítulo anterior y la pág. 24).

Los huevos y larvas se midieron en vivo en  $\mu\text{m}$  mediante software de análisis de imagen y su peso se registró con una balanza de precisión capaz de discriminar hasta 0,0001 g. Tanto las larvas más pequeñas como los huevos se pesaron en grupo para obtener un peso medio. Todos los ejemplares se pesaron en fresco tras eliminar brevemente el exceso de agua mediante papel de filtro descartando los que estaban dañados o habían sido fijados en alcohol. La longitud total en alevines cultivados de edad conocida se registró directamente durante sus primeros dos años de vida mediante un calibre con precisión de 0,05 mm y su peso mediante una balanza de 0,1 g de precisión. Para detectar ano-

malías en el crecimiento se registraron además otras 14 medidas corporales en peces salvajes (Fig. 3.1), que permitieron caracterizar las proporciones normales de la especie y compararlas con los peces cultivados.

El crecimiento se estudió mediante el ajuste a curvas de regresión lineal y no lineal, como el modelo de Von Bertalanffy mediante el programa GNU-R[406, 508]:

$$L(t) = L_{\infty}(1 - e^{-k(t-t_0)})$$

Siendo  $L(t)$  la longitud total media (mm) dentro de una clase de edad "t", t la edad (años),  $L_{\infty}$ , una asíntota que refleja la longitud máxima teórica de la especie calculada mediante:

$$L_{\infty} = L_t + \frac{(L_{t+1} - L_t)(L_t - L_{t-1})}{(L_t - L_{t-1})(L_{t-1} - L_t)}$$

K el coeficiente de crecimiento, una constante de frecuencia que expresa la curvatura

$$K = \log_e \frac{L_t - L_{t-1}}{L_{t+1} - L_t}$$

Y  $t_0$  el momento teórico (previo al nacimiento) en el que la longitud del ejemplar sería igual a 0:

$$t_0 = t + \frac{1}{K} \log_e \frac{L_{\infty} - L_t}{L_{\infty}}$$

El índice de “efectividad” en el crecimiento ( $\Phi$ ) se calculó según Chaoui [109] como:

$$\Phi = \ln K + 2\ln L_{\infty}$$

### 3.3. Resultados y discusión

#### 3.3.1. Estima de la fecundidad

La **fecundidad potencial total** (Fig. 3.3) osciló entre 42.680 y 429.040 ovocitos por hembra ( $\bar{X} \pm \sigma$  :  $223.300 \pm 97.366$ ). En este cómputo se emplearon 37 peces capturados entre el 25 de abril y el 25 de junio de entre 23 y 35,4 cm de talla ( $29,3 \pm 3,81$  cm).

La bibliografía consultada indica valores muy diferentes de fecundidad total según el autor. Faltas estimó entre 11.140 y 27.158 huevos para Egipto [160] en hembras pequeñas (13 – 20 cm). Papaconstantinou [386] indica valores absolutos entre 22.000 y 362.000 para Grecia, mientras que Bauchot y Ghorbel estiman que cada hembra pone al año de 31.000 a 150.000 huevos [46, 188]. Klaoudatos *et al*, indican un valor de 125.000 huevos por hembra y año en cultivo [266]. En Sparidae no son infrecuentes fecundidades totales superiores, alcanzando los 800.000 huevos en *Pagrus caeruleostictus* o el millón y medio de huevos en besugo [147], pero estos valores se dan en peces de mayor tamaño y también dependen de cada especie por lo que no son fácilmente comparables con nuestro caso. Por ejemplo, en *Spondylisoma cantharus*, otro espárido proterogino que desova en abril y mayo, se han indicado valores de hasta 554.000 huevos, mientras que la boga *Boops boops* no supera los 150.000 [147].

**Fecundidad del lote (Tamaño de puesta).** Se detectaron ovocitos hidratados en el 42% de las muestras examinadas. Se descartaron tres muestras, con menos de 140 ovocitos hidratados en total cada una, tras revisar sus correspondientes cortes histológicos. Las 19 restantes presentaron un promedio de  $6.733 \pm 9.274$  ovocitos hidratados por pez y día (mediana: 3.135, rango: 372 – 31.699), un valor compatible con el indicado en cultivo (5.000) por Klaoudatos [266]. El máximo de 31.699 ovocitos listos para el desove se encontró en un pez de 35,4 cm (Fig. 3.3, los peces mas grandes presentaron valores superiores en general).

El rango de valores encontrado fue poco satisfactorio, especialmente en su valor mínimo, distanciando mucho a media y mediana. Esto puede deberse a haber partido de una muestra poco homogénea que tiende a distorsionar los valores extremos. La Fig. 3.3 muestra curvas de regresión lineal de tercer (punteado) y cuarto grado ( $y = a + bx + cx^2 + dx^3 + ex^4$ ), pero el valor  $R^2$  indicando la bondad de ajuste para estas curvas fue despreciable para casi todos los casos.

La **fecundidad relativa** osciló entre los 92 y los 1.234 huevos por gramo de pez y año (Fig. 3.3) obtenidos respectivamente para ejemplares de 27 y 24,1 cm de talla. El valor medio ( $610 \pm 292$ ) fue similar a los de otros Sparidae cultivados, como el dentón (600 a 700 huevos por g de pez y año) [293] aunque muy superior a los 150 indicados en breas cultivadas en Grecia [266]. La tendencia a aumentar la fecundidad relativa con la talla, indicada para otros espáridos [152], no apareció claramente en nuestro caso, ni al representar la nube de puntos ni al agrupar los datos por intervalos.

La proporción de ovocito hidratado supuso entre el 2,3 y el 3,5% del total de ovocitos en crecimiento lo que sugiere que cada pez podría realizar entre 29 y 43 puestas cada temporada. A medida que se van sucediendo las puestas la fecundidad residual va disminuyendo, esto introduce un factor de error ya que el comienzo exacto de las puestas en el mar no puede ser determinado previamente y varía cada año. Un  $\sigma_1$  de gran tamaño solamente conservaba 147 ovocitos en total en septiembre. Tras los primeros huevos hidratados no se observó más la fase de alveólos corticales, esto indica que la breca presenta una fecundidad de tipo **determinado** (el número de ovocitos que se desarrollarán cada año estaría prefijado al iniciarse la temporada reproductora y no se reclutarían nuevos ovocitos posteriormente).

#### 3.3.2. Características de la puesta

Las puestas empezaron el 19 de abril de 2004, extendiéndose hasta el 16 de junio de 2004 (Tabla 3.1). A lo largo de los 59 días se produjeron 54 desoves comprendiendo un total de 2 261 000 huevos. El intervalo entre la primera y la última puesta registrada fue muy similar al número teórico de puestas posibles estimado en el apartado anterior y también al valor de 64 días obtenido por Güner para Israel [207]. El desove tuvo

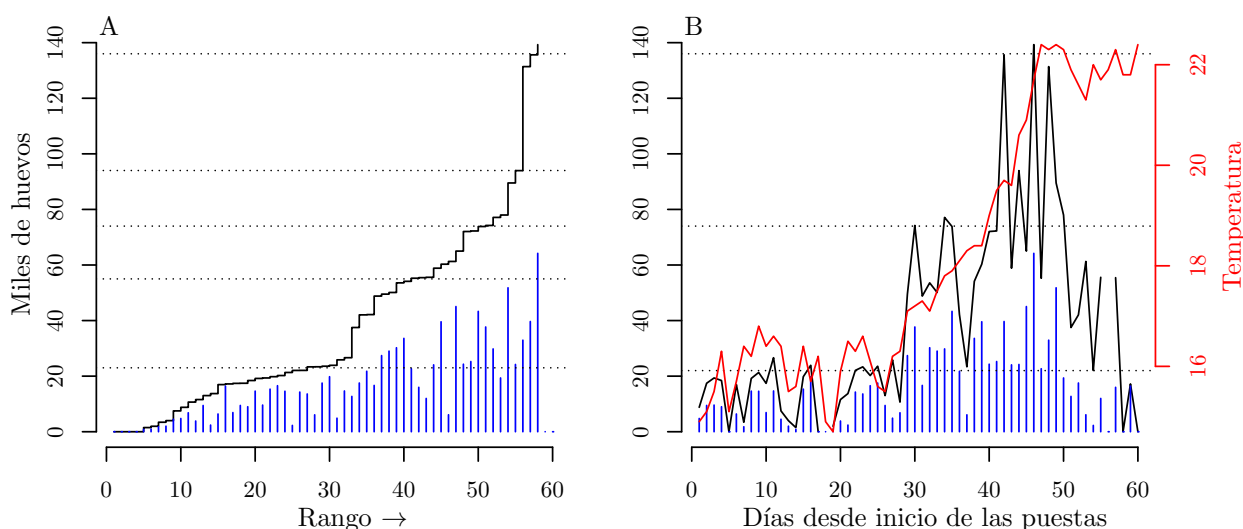


Figura 3.2: Distribución del número de huevos desovados. A) Puestas ordenadas en un rango de menor a mayor tamaño. B) Puestas ordenadas cronológicamente (número de días transcurridos desde el inicio de las puestas el 19/04/04). Se ha superpuesto la evolución de la temperatura (rojo) para el mismo periodo.

El total de huevos producido se indica en negro y la cantidad de huevo viable en dicho total en azul. En A se observan de 3 a 5 saltos más o menos bruscos probablemente relacionados con el número de hembras participantes (líneas de puntos)

lugar siempre al amanecer, entre las 7 y las 8 de la mañana<sup>2</sup> y pudo observarse directamente el 11 de junio: A las 7:45 de la mañana los peces emparejados estaban concentrados junto a la columna de aireación. Macho y hembra nadaban juntos costado con costado contra la corriente y el desove se produjo en varias pasadas cortas cerca de la pared del tanque. No se observaron coloraciones distintivas entre sexos.

Durante el desove hubo entre 13 y 14 horas de luz al día. La puesta más copiosa tuvo lugar al día siguiente de una tormenta, un fenómeno que puede desencadenar la puesta en otras especies de peces [315]. El rango de **temperatura** en el cual se obtuvieron huevos viables osciló entre 14,7 y 22,3° C. Mientras la temperatura estuvo comprendida entre dichos valores las puestas se sucedieron diariamente. Descensos ocasionales en varios grados tuvieron como resultado una importante disminución de la cantidad de huevo, (Fig. 3.2, días 4, 12, 16 y 25 desde la primera puesta). El efecto es más marcado los primeros días, cuando la temperatura cae cerca del mínimo de 15° C pero también puede observarse a temperaturas mas altas (día

51). El tamaño de puesta se vió influido por la temperatura del agua y generalmente al día siguiente de un desove alto se obtuvieron puestas bajas, indicando un cierto agotamiento de los reproductores.

### Fecundidad

En el lote de reproductores se identificaron 3 machos, 8 hembras reproductoras y 2 hembras con gónadas muy poco desarrolladas que presumiblemente no intervinieron; los otros cinco peces desaparecieron antes de poder ser necropsiados por lo que se desconoce su sexo. No pudo precisarse por tanto el número exacto de hembras involucradas en el desove, que oscilaría entre 8 y 13. En estas circunstancias, cada desove produjo en promedio  $42243 \pm 33\,703$  huevos ( $\bar{X} \pm \sigma$ ) de los cuales se recuperaron vivos algo menos de la mitad en promedio (Tabla 3.1 en Pág 52). El porcentaje de huevo no fecundado fue de  $1,67 \pm 1,42\%$  ( $\bar{X} \pm \sigma$ , rango: 0–5, 46%,  $n = 16$ ), bajo pero similar al 1,3–2,8% encontrado por Klaoudatos, mientras que el número medio de huevo flotante fue netamente inferior en nuestro caso (75–80% indicados para Grecia [267]). La adición de ejemplares al desove fue progresiva y los mejores

<sup>2</sup>Se confirmó directamente la ausencia de huevos recién fecundados de 8 a 20h e indirectamente durante la noche a partir del desarrollo embrionario de los recogidos por la mañana

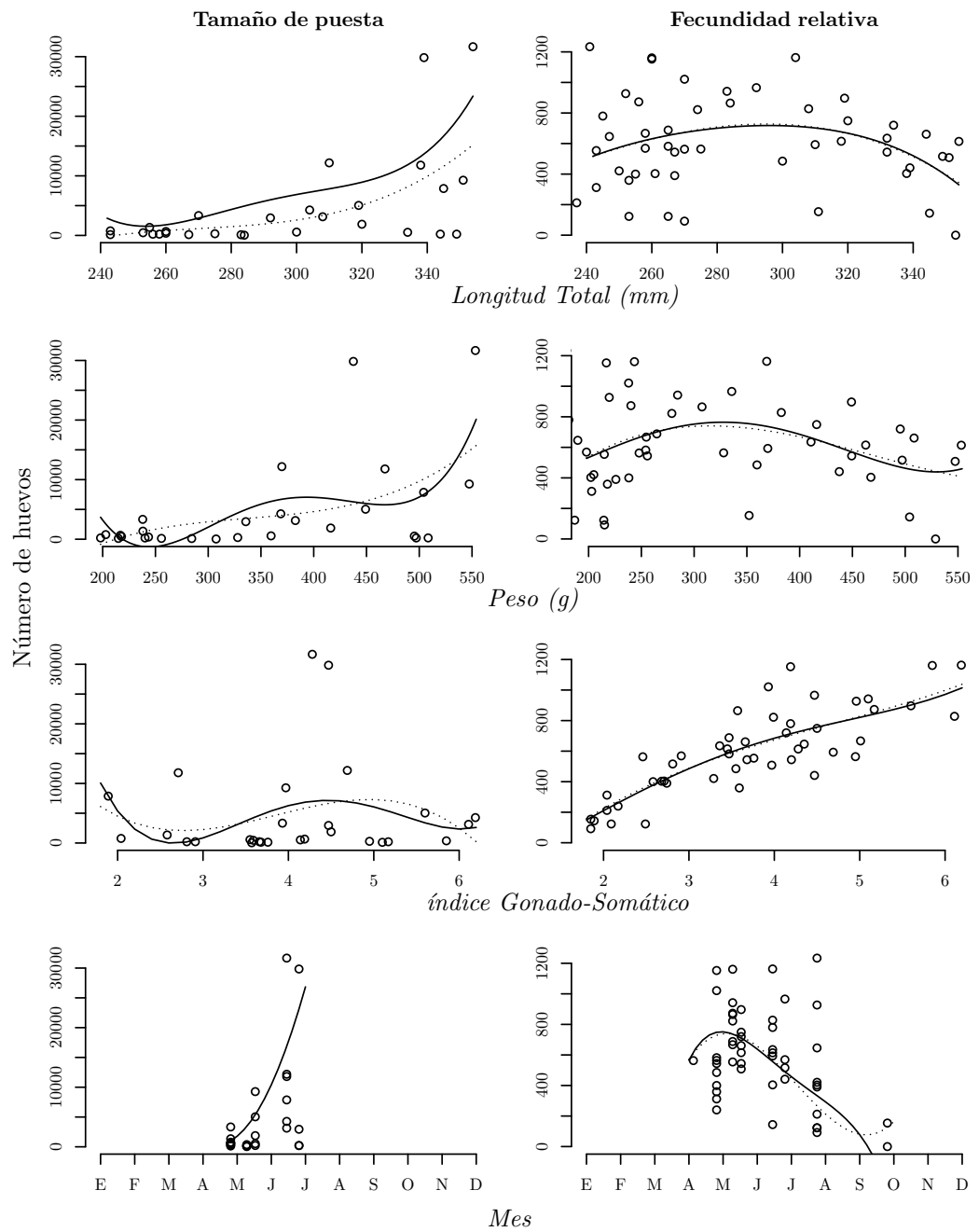


Figura 3.3: Relación entre el tamaño de puesta y la fecundidad relativa (huevos producidos por g. de pez) con talla, peso, IGS y mês (Véase texto).

Tabla 3.1: Datos sobre las puestas.

Desove	fecha	huevo total	% huevo vivo	∅ huevo $\bar{X} \pm \sigma$	∅ gota grasa $\bar{X} \pm \sigma$	temp
1	19/04/04	8785	54,3	815,0 ± 15	194,5 ± 6,5	14,9
2	20/04/04	17448	54,3	814,5 ± 11	184,1 ± 5,5	15,1
3	21/04/04	19350	49,6	816,6 ± 9,4	189,1 ± 6,7	15,5
4	22/04/04	18430	54,2	—	—	16,3
5	24/04/04	16965	37,7	817,8 ± 13	199,3 ± 4,0	15,7
6	25/04/04	3420	52,6	—	—	16,4
7	26/04/04	19180	76,2	824,7 ± 16	194,3 ± 6,1	16,2
8	27/04/04	21325	68,3	812,4 ± 18	185,9 ± 5,0	16,8
9	28/04/04	17400	39,7	819,7 ± 12	—	16,4
10	29/04/04	26640	55,1	—	—	16,6
11	30/04/04	7500	60,0	—	—	16,4
12	1/05/04	4000	50,0	—	—	15,5
13	2/05/04	1502	56,7	—	—	15,6
14	3/05/04	19815	77,4	—	—	16,4
15	4/05/04	23900	88,8	—	—	15,7
16	7/05/04	1970	49,2	818,2 ± 16	194,3 ± 6	14,7
17	8/05/04	11578	33,3	833,1 ± 17	190 ± 9	15,9
18	9/05/04	13730	17,5	843,5 ± 16	197,3 ± 9	16,5
19	10/05/04	22077	64,7	833,8 ± 22	192,7 ± 7	16,3
20	11/05/04	23350	58,2	—	—	16,6
21	12/05/04	20222	81,9	846,4 ± 17	193,4 ± 5	16,1
22	13/05/04	23578	74,3	—	—	15,6
23	14/05/04	13011	72,6	855,8 ± 24	185,9 ± 9	15,5
24	15/05/04	25872	18,9	—	—	16,2
25	16/05/04	10665	64,0	—	—	16,3
26	17/05/04	49519	55,3	847,6 ± 33	193,4 ± 12	17,1
27	18/05/04	74230	50,8	831,6 ± 23	181,9 ± 6,5	17,2
28	19/05/04	48817	34,1	—	—	17,3
29	20/05/04	53569	56,4	819,40 ± 19	173,3 ± 5	17,1
30	21/05/04	50109	57,9	839,2 ± 21	181,3 ± 7	17,5
31	22/05/04	77120	38,6	839,8 ± 23	185,9 ± 9	17,8
32	23/05/04	73847	58,6	824,3 ± 25	184,3 ± 4,3	17,9
33	24/05/04	42153	51,6	—	—	18,1
34	25/05/04	23374	26,0	—	—	18,3
35	26/05/04	54124	62,1	—	—	18,4
36	27/05/04	60292	65,6	829,5 ± 13	192,2 ± 8,5	18,4
37	28/05/04	72049	33,7	819,4 ± 16	189,9 ± 9,5	19,0
38	29/05/04	72243	35,0	830,0 ± 24	191,1 ± 13	19,5
39	30/05/04	135617	29,2	808,5 ± 17	182,4 ± 8	19,7
40	31/05/04	58855	40,9	—	—	19,6
41	1/06/04	93955	25,8	—	—	20,6
42	2/06/04	65000	69,3	—	—	20,9
43	3/04/04	<b>139300</b>	46,1	—	—	21,7
44	4/06/04	55240	41,1	796,9 ± 21	185,8 ± 8	22,4
45	5/06/04	131385	25,1	—	—	22,3
46	6/06/04	89514	57,9	794,3 ± 10	186,0 ± 5	22,4
47	7/06/04	77983	24,8	797,4 ± 14	182,6 ± 6	22,3
48	8/06/04	37508	33,9	795,5 ± 5	181,7 ± 2	21,9
49	9/06/04	42049	41,7	792,8 ± 12	190,9 ± 2	21,6
50	10/06/04	61273	10,0	784,3 ± 11	186,4 ± 4	21,3
51	11/06/04	22062	10,3	780,6 ± 8,6	182,5 ± 1	22,0
52	12/06/04	55573	21,6	782,7 ± 9	187,9 ± 2,6	21,7
53	14/06/04	55441	28,8	783,9 ± 11	186,5 ± 3,8	22,3
54	16/06/04	17200	95,3	789,1 ± 9,6	191,2 ± 3,9	21,8
		2286133	48,6 ± 19,4			



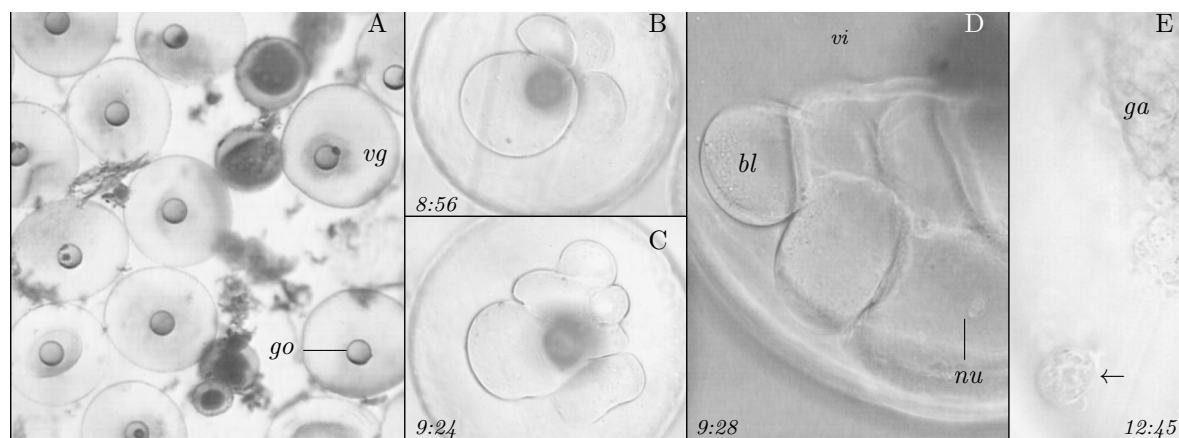


Figura 3.4: A) Huevo necropsiado mostrando varias fases de desarrollo. Se observa el aclaramiento del citoplasma, la migración y desaparición de la vesícula germinal y el aumento de tamaño durante la hidratación. B-C) Desarrollo embrionario anómalo en un huevo con división celular irregular x50. D-E) Algunos blastómeros acabaron finalmente desprendiéndose del embrión y continuando su división por separado (flecha) x100

(bl – blastómero; ep – espacio perivitelino; ga – gástrula; go – gota de grasa; nu – núcleo; oh – ovocito hidratado; ov – ovocito vitelogénico; vi – vitelo; vg – vesícula germinal).

resultados se obtuvieron a partir del día 39, sin embargo varias de las puestas más copiosas mostraron a cambio una tasa de fecundación o supervivencia del huevo relativamente bajas (Fig. 3.2).

**Morfología del huevo.** Los huevos pesaron en promedio  $0,295 \pm 0,008$  mg ( $n = 375$ ) y su diámetro fue de  $818,4 \pm 27,3 \mu\text{m}$  (rango: 761,3 – 892,2,  $n = 612$ ), un tamaño superior al indicado en otros trabajos [207] y similar al de los huevos de dentón o pargo rojo [464]. El ooplasma de los huevos viables fue totalmente transparente, mientras que en los ovocitos a medio hidratar desprendidos del ovario de peces muertos, aún se observaba la vesícula germinal como una mancha marrón que se desplaza al polo animal antes de desaparecer (Fig. 3.4). Los huevos carecieron de filamentos u ornamentaciones cuticulares y presentaron una única gota de grasa plateada ligeramente más pequeña que la del huevo de pargo rojo [45], de  $187,6 \pm 8,2 \mu\text{m}$  de diámetro, ( $n = 604$ , rango: 167,37 – 210,3), que raramente puede aparecer dividida en dos o estar acompañada por muchas gotas microscópicas. Su diámetro supuso en promedio el 22,9% del del huevo (una proporción similar a la obtenida por Klaoudatos [267]) y no estuvo directamente relacionado con éste ( $cor = 0,13$ ).

Existió un claro solapamiento entre la evolución de la temperatura y el desarrollo de las puestas (Fig. 3.2). Los huevos de mayor tamaño se encontraron a  $18^\circ\text{C}$

en la cuarta semana de la estación reproductora (Fig. 3.5). Los peces empezaron liberando pocos huevos de tamaño creciente mientras las temperaturas fueron bajas e inestables, tendencia que se invirtió al ir avanzando la estación reproductora y aumentando la temperatura con huevos cada vez de menor tamaño. El tamaño medio de la gota de grasa alcanzó un valor máximo en la tercera semana y descendió algo en la quinta (Fig. 3.2) coincidiendo con la incorporación progresiva de nuevos peces reproductores. Esto oscureció la relación entre el tamaño del huevo respecto al número de huevos desovados, aunque en general las puestas pequeñas presentaron huevos grandes y con gotas de grasa algo mayores. Los diámetros de las gotas medidas presentaron una distribución unimodal, sugiriendo que todas las hembras produjeron huevos con cantidades similares de grasa.

### 3.3.3. Desarrollo embrionario

El proceso completo desde la fecundación a la eclosión se muestra en la figura 3.6 (págs. 56 y 57). Tras la fecundación el contenido de los alveólos corticales se libera al espacio perivitelino combinándose químicamente con la zona radiata para formar el corion del huevo [494], la superficie del huevo se alisa de modo poco perceptible en pocos minutos, mientras que los

no fecundados conservaron una superficie levemente granulada al microscópio óptico. El proceso conlleva probablemente un adelgazamiento de la zona radiata, de unas  $25\mu\text{m}$  en el ovocito, ya que el corion del huevo fecundado en especies similares (dorada y dentón) mide sólo de 4 a  $6\mu\text{m}$  de grosor.

El polo animal, única parte del huevo que se divide, presentó la forma de una lente plana situada sobre el vitelo cuyo diámetro y grosor fueron respectivamente el  $54,3\pm 3,3\%$  ( $n=10$ ) y el  $18,1\pm 3,9\%$  ( $n=9$ ) del del huevo. Salvo contadas excepciones (Fig. 3.4), todos los blastómeros se dividieron de manera sincronizada y uniforme, alternando sucesivamente planos de división perpendiculares. El huevo tardó de 10 a 30 minutos en empezar a dividirse. A  $14,7^\circ\text{C}$  tardó 15 más en mostrar dos células claramente diferenciadas y otros 16 en llegar al estadio de 4 células, mientras que a  $25,3^\circ\text{C}$  sólo precisó de 10 minutos para cada división. Las sucesivas divisiones fueron ocurriendo en periodos de entre 15 y

25 min. según la temperatura. Con 8 y 16 células, las dimensiones del polo animal en vista superior fueron respectivamente de  $436 \times 503$  y  $421 \times 481\mu\text{m}$ .

Los estadios de mórula, blástula, gástrula y embrión fueron similares a los descritos en el pargo común [409]. El surco neural tardó 11 horas en desarrollarse (tanto a  $20$  como a  $25^\circ\text{C}$ ) y los metámeros del cuerpo del embrión, de  $69\mu\text{m}$  de largo en promedio, empezaron a diferenciarse tres o cuatro horas más tarde (a  $20^\circ\text{C}$ ). La eclosión ocurrió entre 48 h (a  $22^\circ\text{C}$ ) y 3 días (a  $16,5^\circ\text{C}$ ) después de la puesta, un tiempo de incubación similar al indicado en brechas criadas en Israel [207], así como a los del pargo común o la dorada a las mismas temperaturas [409, 495]. La larva se abrió camino con la cabeza a través de un orificio redondo en el corion (tras debilitarlo primero químicamente como en otros teleósteos) y tras liberarse de la cubierta del huevo se queda inmóvil colgando de la superficie.

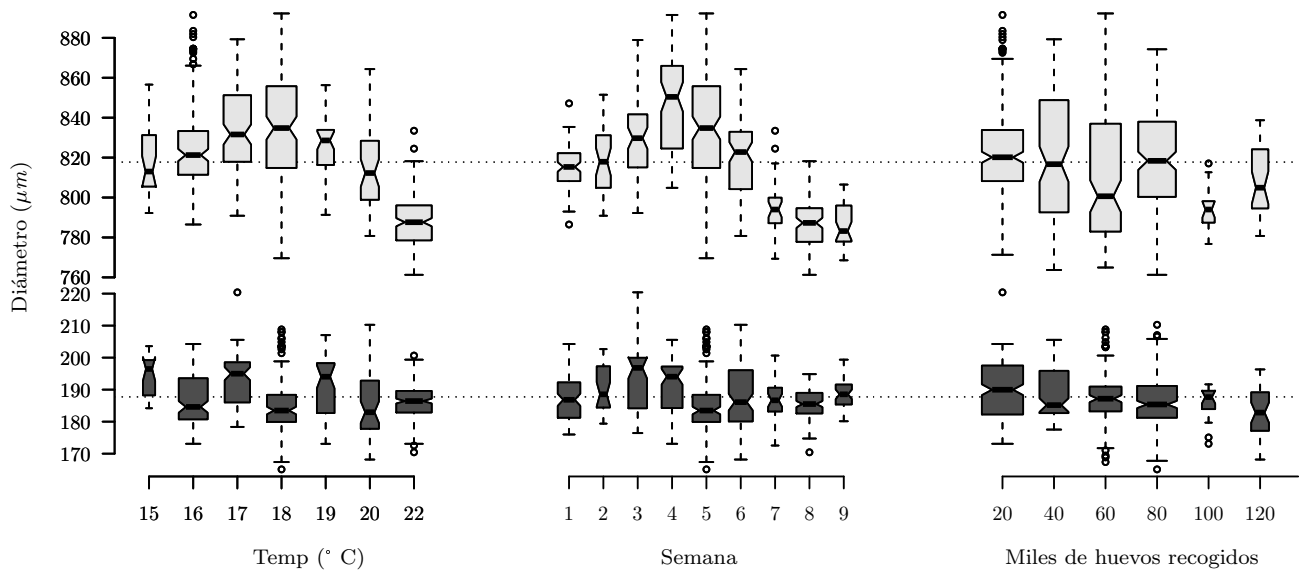


Figura 3.5: Diámetros del huevo de brecha (arriba, gris pálido) y su gota de grasa (abajo, gris oscuro) según la temperatura del agua, el avance de la estación reproductora (semanas desde la primera puesta) y el tamaño de puesta total (todos los reproductores juntos) en miles de huevos.  $n = 500$ . Las respectivas medias totales se indican con líneas punteadas.

### 3.3.4. Desarrollo larvario

Las larvas de la brecha se caracterizaron por presentar un cuerpo de 3,9 a 6 veces más largo que ancho, con entre 20 y 24 miómeros visibles, y un estómago

de longitud corta a moderada (distancia preanal entre el 32 y el 60% del cuerpo), inicialmente desenrollado, que se compactó en un paquete visceral triangular antes de la flexión de la notocorda. Su pigmentación fue escasa, salvo por algún punto negro diseminado, la

gota de grasa plateada y, partir del tercer día, los ojos negros (figs. 3.6 y 3.7). Antes de la flexión destacaron a lo sumo un cromatóforo puntiforme negro en torno al  $71,3 \pm 2,9\%$  ( $n = 8$ ) de la longitud estándar (LS) en el borde inferior interno de la cola, y otros tres en los bordes posteriores de saco vitelino y ojos. También presentaron otros cromatóforos adicionales poco visibles: uno dorsal estrellado en el  $25 \pm 4,2\%$  de la LS ( $n = 3$ ), entre 13 y 20 espaciados irregularmente a lo largo del borde ventral de la cola y unos pocos más en narinas, cabeza y gota de grasa. Al morir se expandieron los cromatóforos dorsal y frontal, a costa del resto.

Estos rasgos permiten diferenciarlas de las larvas de dorada, pargo común, o los dentones *Dentex dentex* y *D. gibbosus*, que poseen al menos un anillo caudal completo coloreado, o de *Calamus*, *Spondylisoma* o *Mullus*, (de otra familia pero también en el área), que presentan pigmentación lateral sobre la notocorda [442, 323, 90, 221, 245, 285, 299]. Las larvas de *P. pagrus* presentan además un cromatóforo dorsal adicional tras el ano y otro hacia el borde anterior del paquete visceral no observados en la breca.

Nuestras larvas presentaron al nacer una talla media de 2,4 mm (Tabla 3.2), ligeramente superior a las estudiadas en Israel [207], similar a las del pargo rojo o el denton y claramente menores que las del besugo [207]. El saco vitelino mide al nacer  $1032 \mu\text{m}$  y se reabsorbe totalmente en unos cinco a ocho días según la temperatura (Fig. 3.8). Con 73 horas de vida y a  $20^\circ\text{C}$  el saco midió  $255,86 \times 234,42 \mu\text{m}$ , de los cuales aproximadamente unos  $180 \mu\text{m}$  los aporta la gota de grasa (Véase Fig. 3.5 en pág. 54)

La gota de grasa perdura otros 3 días adicionales y tras éste tiempo las larvas que no hayan conseguido alimentarse mueren. La larva invierte este tiempo en desarrollar su sistema digestivo y perfeccionar su visión y locomoción, indispensables para sobrevivir al iniciar su etapa cazadora.

La apertura de la boca se produjo entre las 54 y las 73 horas de vida a  $20^\circ\text{C}$ , un intervalo de tiempo similar al indicado en pargo [80], y en ese momento es bastante pequeña (la mandíbula inferior midió  $480 \mu\text{m}$ , el conjunto del premaxilar y maxilar superiores  $557 \mu\text{m}$ , y la distancia entre los extremos de ambas mandíbulas con la boca entreabierto en reposo fue de  $360 \mu\text{m}$ ). La boca, armada de dientes finos subiguales,

conduce a un tubo digestivo compacto enrollado en una masa triangular visceral, con un estómago acabado en una válvula y un intestino corto.

Tabla 3.2: Dimensiones (en  $\mu\text{m}$ ) y peso (en  $\mu\text{g}$ ) de la larva al eclosionar.

SV = Saco vitelino, MI = miómeros centrales del cuerpo

	n	$Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$
Long. total	21	$1975 \leftarrow 2444 \pm 258 \rightarrow 2839$
L. estándar	12	$2089 \leftarrow 2342 \pm 230 \rightarrow 2701$
L. preanal	3	$1031 \leftarrow 1051 \pm 19 \rightarrow 1068$
L. SV	10	$869 \leftarrow 930,7 \pm 45 \rightarrow 1032$
Ancho SV	9	$405 \leftarrow 448,2 \pm 26 \rightarrow 486$
Ancho MI	9	$56,8 \leftarrow 69,4 \pm 8 \rightarrow 80,6$
∅ Grasa	24	$71 \leftarrow 149 \pm 32 \rightarrow 189$
∅ Ojo	16	$205 \leftarrow 231,5 \pm 11 \rightarrow 255$
Peso	20	$183 \leftarrow 240 \pm 39 \rightarrow 264^a$

<sup>a</sup>El peso se obtuvo a partir de las medias de dos grupos de 14 y 6 larvas pesados conjuntamente lo que reduce la variabilidad. Su desviación estándar es por tanto inferior al real y debe tomarse sólo como un intento de aproximación

Los ojos, transparentes al nacer, están ahora pigmentados y desarrollados y empiezan a aparecer comportamientos cazadores. Una vez descubierta una posible presa orientan la cabeza hacia ella, la parte posterior del cuerpo avanza entonces despacio sin que la cabeza se mueva o varíe su distancia a la presa hasta que el cuerpo del pez forma una “S”, la presa es entonces ingerida con un súbito latigazo de la cabeza hacia adelante.

La situación del ano estuvo muy influenciada por el tipo de locomoción de la larva; durante las dos primeras semanas la distancia preanal se redujo gradualmente desde el  $46,1 \pm 2,9\%$  de la longitud de la notocorda ( $\bar{X} \pm \sigma$ , rango:  $32,9 - 50,4$ ,  $n = 11$ ), hasta el  $35,3 \pm 1,3\%$  (rango:  $32,9 - 38,5$ ,  $n = 34$ ). Tras la metamorfosis, la aleta caudal reemplaza al batir del cuerpo como fuente de potencia locomotora, permitiendo el desarrollo del saco visceral y el ano vuelve a abrirse en la mitad del cuerpo ( $50,2\%$  de la longitud furcal,  $n=2$ ), distancia que con el tiempo puede incluso aumentar ligeramente hasta alcanzar el  $58\%$  de la longitud furcal en algunos adultos.

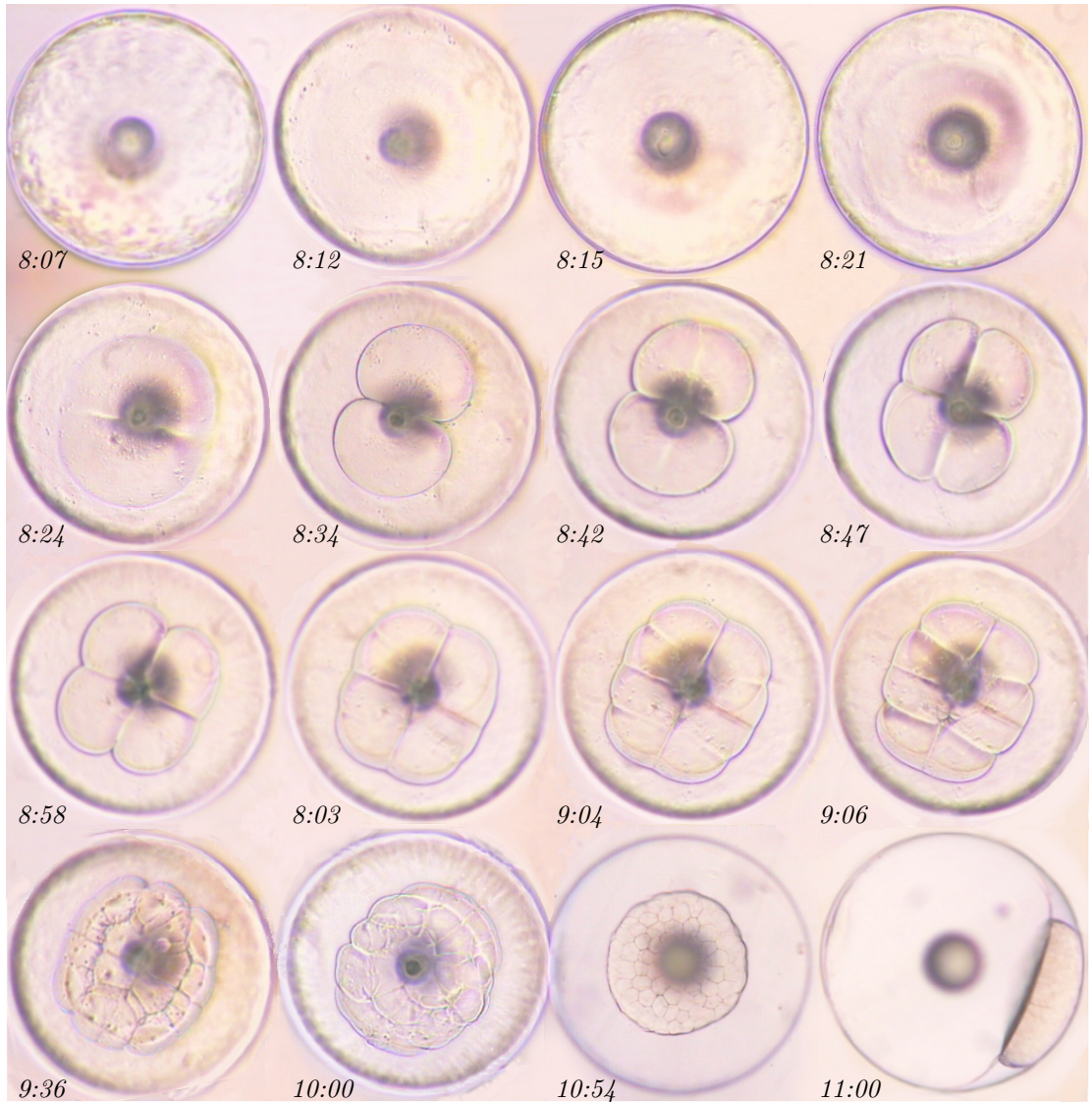
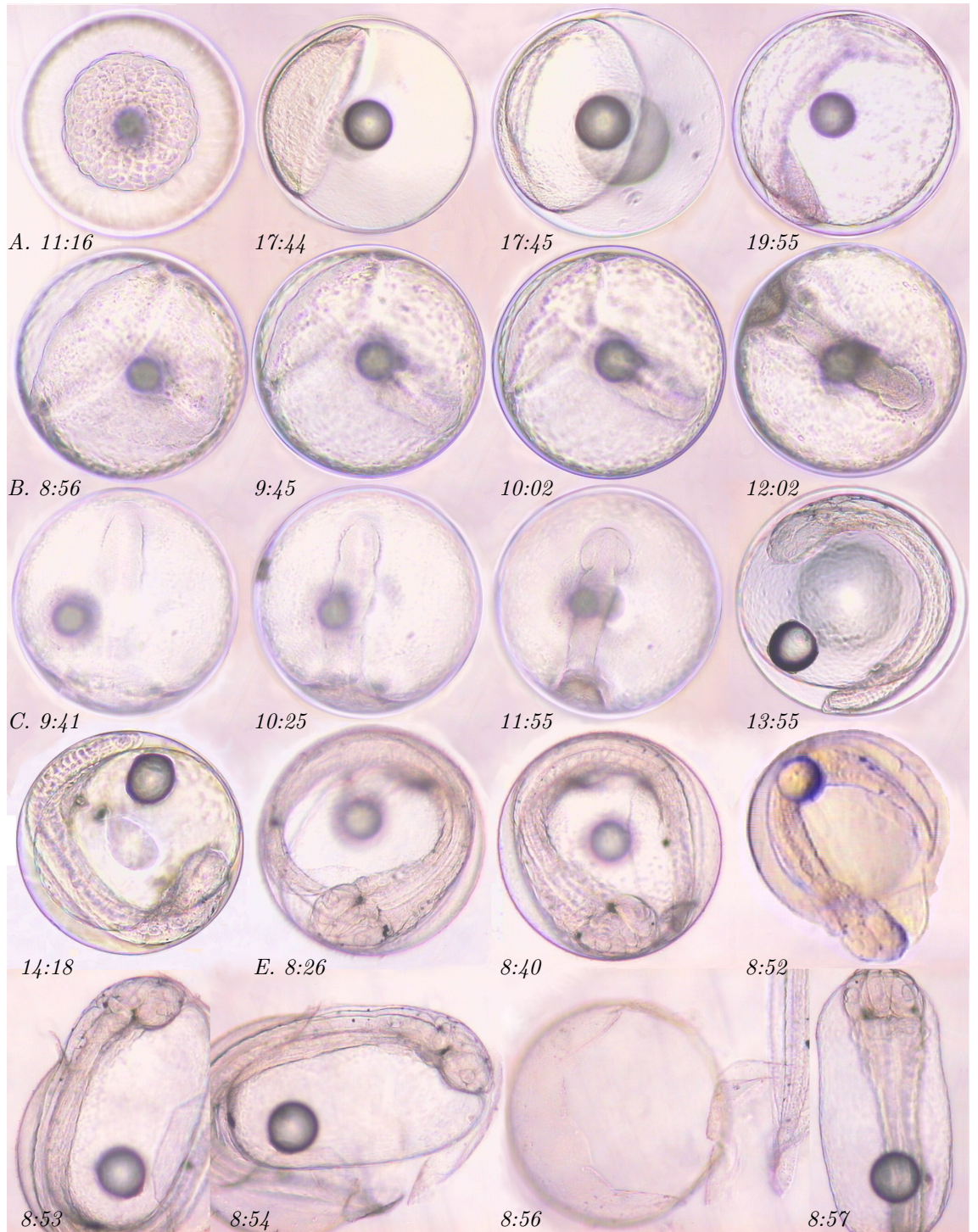


Figura 3.6: Desarrollo embrionario de *P. erythrinus*

Seguimiento de un huevo desde la fecundación hasta el estadio de mórula (11-jun-2004). Todas en vista superior salvo la última que se muestra en vista lateral. La hora real se indica junto a cada figura ( $\varnothing$  del huevo  $810 \mu m$ ).

Pág siguiente, Continuación, Etapas finales del desarrollo embrionario: A. Desarrollo de la blástula (fotos 2-3; 16 junio); B-C. Formación de la gástrula; 5-8: (27 abril) 9-11: (21 abril). E. Eclosión 14-20: (22 abril) son secuencias tomadas en cada caso sobre los mismos ejemplares, 1,4,11, y 12 son independientes entre sí y se tomaron entre abril y junio por lo que no siguen necesariamente un orden cronológico





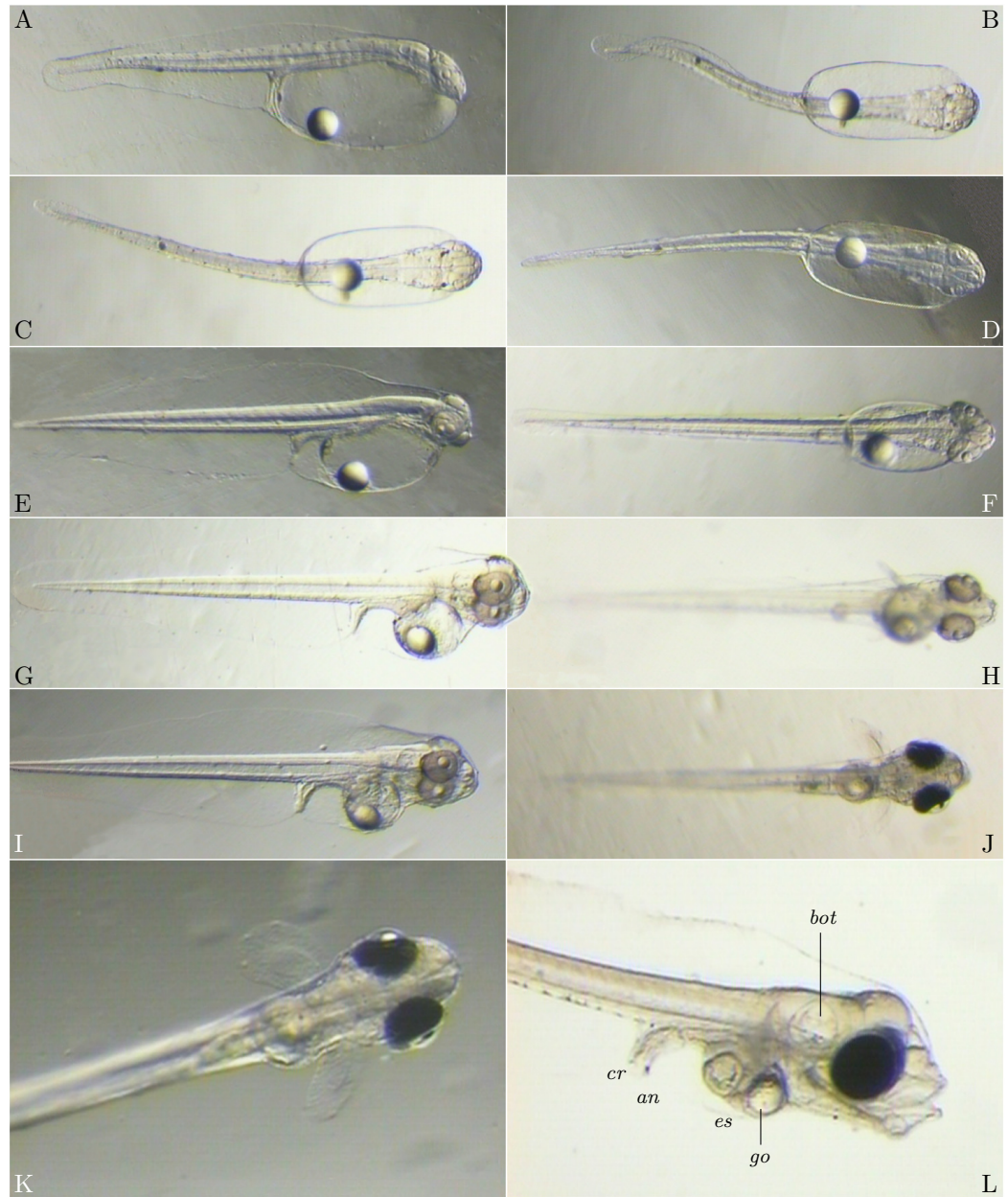


Figura 3.7: Absorción del saco vitelino. Todas las fotos corresponden al mismo ejemplar seguido en sus primeras 100 h de vida. A) 10 min tras la eclosión (vista superior). B) 20 min (vista lateral). C-D) 4 y 6 horas. E-F) 24 h. G-H) 48 h. I-J) 54 h. K) 97:25 h. L) 102:15 h.  
an – ano; bot – bulla ótica; cr – cromatóforo; es – estómago; go – gota de grasa



### Principales problemas durante la fase previa a la flexión

La eclosión de los huevos incubados no presentó problemas importantes salvo en dos casos asociados a un fallo del sistema de aireación. Sacar adelante a las larvas fue sin embargo mucho más complicado. La alimentación, especialmente durante las dos primeras semanas de vida, fue el talón de aquiles del cultivo larvario. Para lograr que las larvas pudieran alimentarse se probaron las siguientes estrategias (Tabla 3.3):

- Aumentar la concentración de rotífero.
- Favorecer la presencia de rotífero pequeño tamizando a través de una malla de  $45\ \mu\text{m}$  antes de echarlo al tanque.
- Aportar rotífero *Brachionus rotundiformis* “Small”, alimentado con *Nannochloropsis gaditana* pero lavado para eliminar el fitoplancton.
- Lo mismo que el punto anterior pero suplementado en la segunda semana de vida con zooplancton marino tamizado con un filtro de  $42\ \mu\text{m}$ .
- Cultivo rotífero en agua verde (*Chlorella* concentrada comercial) en el mismo tanque que las larvas y cambio a *Artemia* a partir del día 20.

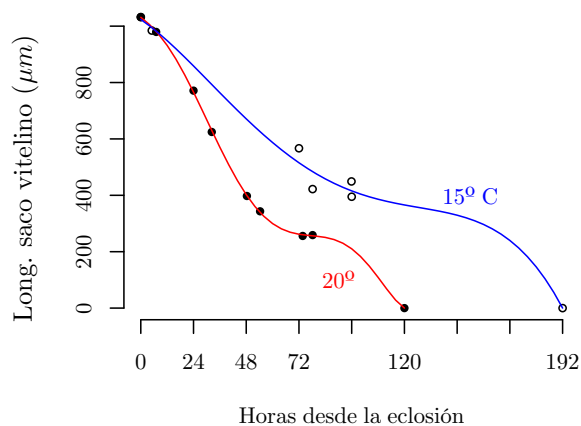


Figura 3.8: Diferencias en la absorción del saco vitelino de larvas de breca a diferentes temperaturas.

Se muestran las curvas de regresión lineal para los valores medidos (puntos) a 20 y 15 ° C (polinomios de grado 6 y 4,  $R^2$ : 0,999 y 0,97 respectivamente)

Las larvas alojadas en los incubadores de 17, 5L fueron incapaces de superar el décimo día de vida en

ningún caso a pesar de alcanzarse concentraciones de 10 a 30 rotíferos por ml. *Brachionus plicatilis* puede alcanzar las  $400\ \mu\text{m}$ , un tamaño quizá excesivo para las larvas que lo capturaban pero eran incapaces de tragarlo. Estos tanques resultaron además demasiado inestables, presentando fugas de agua, poca superficie y escaso control de la correcta aireación y corriente de agua.

Las larvas fueron asimismo incapaces de sobrevivir con rotífero “Small” criado con *Nannochloropsis gaditana*. Es posible que esta alga parda no sea adecuada para cubrir las necesidades de las larvas, que la luz de malla empleada no fuera la correcta para garantizar suficientes presas o que el tamizado dañara demasiado al rotífero anulando su utilidad como presa viva.

La adición de zooplancton marino fue un experimento para obtener experiencia con algunas puestas consideradas de baja calidad que de todos modos iban a ser descartadas. Se emplearon por una parte 3 puestas pequeñas separadas entre sí por dos días de diferencia y por otra 3 desoves consecutivos a los que se añadió otro de tamaño aceptable diez días más tarde. El sistema partía de entrada con varios problemas por tanto, pero tampoco había mucho que perder. El aporte de alimento vivo fue inicialmente beneficioso, pero el sistema resultó demasiado inestable y sólo unas pocas larvas sobrevivieron al canibalismo y proliferación de organismos predadores y competidores incorporados con el zooplancton. En cualquier caso permitió al fin superar la crítica segunda semana de vida y observar el desarrollo hasta los 20 días, lo que se consideró una mejora importante respecto al grupo anterior.

Finalmente, las larvas alojadas en los tanques de 1000 L. en agua verde, con altas concentraciones constantes de rotífero y fitoplancton pudieron salir adelante. Una estima de su densidad arrojó un resultado de 1,7 larvas/L, lo que supone que solamente un 2,4 % de los ejemplares incubados habría sobrevivido a los primeros críticos 20 días de vida. Las pruebas efectuadas sugieren que durante este tiempo es crítico mantener a las larvas en tanques grandes y con una superficie amplia, criar al rotífero en el mismo tanque para facilitar a las larvas el acceso a suficientes ejemplares pequeños (y quizás también a fitoplancton) y proporcionar una aireación baja que limite el movimiento de agua a lo estrictamente imprescindible para garantizar su oxigenación.

Tabla 3.3: Resumen del cultivo larvario. Bplic – *Brachionus plicatilis*

Capacidad tanque (L)	huevos incubados total	huevos incubados promedio	Densidad (huevos/L)	Dieta de larvas	Dieta del rotífero	Núm puestas incubadas
17,5	47.186	9.437	539	<i>Brachionus plicatilis</i>	<i>Chlorella</i> spp.	5
17,5	126.166	25.233	1441	<i>B. plicatilis</i>	<i>Chlorella</i> spp.	5
17,5	141.340	23.557	1345	<i>B. rotundiformis</i>	<i>N. gaditana</i>	6
500	49.045	16.348	33	<i>B. rotundiformis</i>	<i>N. gaditana</i>	3
500	33.502	11.167	67	Bplic+Zooplancton	<i>Chlorella</i> spp.	3
500	118.947	29.737	119	Bplic+Zooplancton	<i>Chlorella</i> spp.	3+1
1000	63.881	31.940	64	Bplic+ <i>Chlorella</i>	<i>Chlorella</i> spp.	2
1000	87.546	29.182	87	Bplic+ <i>Chlorella</i>	<i>Chlorella</i> spp.	3
1000	64.196	64.196	64	Bplic+ <i>Chlorella</i>	<i>Chlorella</i> spp.	1
731.809						32

### 3.3.5. Metamorfosis

Mediante la metamorfosis la larva se transforma en alevín, experimentando importantes cambios en su morfología. El proceso, que se muestra en la figura 3.9 (Pág. 62), se compuso de una fase de torsión de la notocorda, entre los días 19 y 25, que adapta al pez para una locomoción más eficaz energéticamente (propulsada por la aleta caudal y facilitada por la vejiga natatoria); y una fase posterior (postflexión), en la que se forman espinas y otros elementos de defensa como las escamas. El día 34 los peces ya tenían prácticamente el aspecto de las brechas adultas. Las aletas pectorales fueron las primeras en empezar a desarrollarse (Fig. 3.7K), su posición estaba ya claramente marcada en el embrión por dos muñones cortos y las larvas presentaron al menos 8 radios formados antes de la torsión (Fig. 3.9C). Una membrana continua sin radios de 124  $\mu\text{m}$  de grosor (Fig. 3.7G) fue el único rastro del resto de aletas en ese momento, que se fueron formando posteriormente en el siguiente orden:

*Pectoral* → *Caudal* → *D9, A8* → *DXI, AIII* → *Pelv.*

El número de radios blandos de las aletas dorsal (*D*) y anal (*A*) se indica en numeración arábiga y el de radios espinosos en números romanos.

Las larvas mantenidas a una temperatura de 21,8 °C alcanzaron una longitud total de entre 5,1 y 5,6 mm ( $5,5 \pm 0,3$ ) y un peso entre 0,8 y 3,3 mg ( $1,7 \pm 0,9$   $n = 6$ ) en torno al decimonoveno día de vida, momento en el que empezó la metamorfosis. El extremo caudal de la notocorda se flexionó hacia arriba, y el extre-

mo inferior se ensanchó formándose los huesos hipurales para sustentar la futura aleta caudal (Fig. 3.9D-F). Los primeros radios caudales empezaron a apuntar pocas horas después tras éstos. Una vez formada una aleta caudal, incompleta pero funcional, empezaron a desarrollarse las otras aletas impares. Los primeros radios blandos de las aletas dorsal y anal empezaron a observarse el día vigésimotercero diferenciándose de atrás hacia adelante, es decir, primero los posteriores (Fig. 3.9G). Pocos días más tarde se observaron los primeros radios espinosos anteriores de ambas aletas, que con 34 días de vida presentaban ya todos los radios presentes en los adultos. La aleta caudal estuvo completa con 40 días de vida ( $\approx 2$  cm de talla), presentando los 17 radios *principales* normales en Sparidae (9 superiores y 8 inferiores) encerrados entre dos grupos externos de unos 8 radios *secundarios* (procurrentes), mucho más cortos. Todos los radios principales estaban bifurcados, salvo los dos exteriores de cada lado, que eran simples. Las aletas pélvicas surgieron con el inicio de la escamación en torno a los 26-27 días (10,5 mm) como dos muñones cortos que más tarde desarrollan ceratotriquiás bifurcadas y radios externos simples, algo más consistentes. Con 40 días, pectorales y pélvicas presentaron al menos 10 y 8 radios blandos respectivamente.

Tanto el momento y orden de aparición de las aletas como el número, tipo y forma de sus radios son datos importantes para diferenciar a las fases tempranas del desarrollo de la brecha de las de otras especies. La larva de la brecha chata (*Pagellus bellotti natalensis*), es casi idéntica pero empieza la metamorfosis con un tamaño algo menor, desarrolla las pectorales más tarde y los muñones pélvicos mucho antes y presenta diferencias merísticas en las aletas, mientras que *Argyrops spinifer*

por ejemplo, desarrolla antes las espinas que los radios blandos en las aletas dorsal y anal [285]. Los radios de las aletas, subiguales durante todo el desarrollo larvario en la breca, también la diferencian fácilmente de las especies que desarrollan grandes espinas aserradas dorsales y anales (como algunos serránidos) o filamentos alargados a lo largo de su desarrollo (como algunas especies de *Sparus* o *Dentex*). Una vez completas las aletas, su número de radios facilita igualmente la diferenciación frente a los juveniles de especies similares.

### Tipología de las larvas

Atendiendo a determinadas estructuras de la cabeza, las larvas de Sparidae se han clasificado en dos tipos morfológicos, espinoso y no espinoso, ambos presentes en el género *Pagellus*. Se considera que las larvas de breca pertenecen al segundo tipo [285], sin embargo nuestras larvas presentaron algunos rasgos de tipo espinoso. Entre los días 10 y 34 se observó una cresta supraoccipital corta y puntiaguda, de borde superior entero o serrado que, en vista lateral, no alcanza el borde posterior del ojo ni se extiende por detrás de la cabeza (Fig. 3.9). Ni *Dentex gibbosus* [221] ni *Pagrus auratus* la poseen lo que permite diferenciar sus larvas de las de la breca pero sí aparece tanto en larvas de *Pagrus pagrus* como en las de la breca chata, ambas especies con larvas consideradas típicamente espinosas [285]. El preopérculo es otra estructura interesante, al igual que ocurre en *P. pagrus*, nuestras larvas presentaron al menos 5 fuertes espinas agudas en su borde posterior desde los 12-14 días de vida (Fig. 3.9E). La espina más grande se sitúa sobre el ángulo preopercular y sobrepasa levemente la membrana branquiostegal. Por otra parte la cresta supraocular está menos marcada que en pargo común y breca chata y generalmente no lleva espinas aunque ocasionalmente pueden observarse hasta tres dientes bajos (34 días). En larvas de 27 días se observaron asimismo los esbozos de lo que parecen dos pequeñas espinas supracleitrales poco desarrolladas y subiguales aunque no sabemos si este carácter es constante o no.

En suma, las larvas de breca podrían encajar en el clado de especies con larvas espinosas [285] o al menos estar a caballo entre ambos tipos, lo cual sugeriría de nuevo una afinidad filogenética con el pargo, el dentón o la breca chata, mientras que la alejaría del besugo o el aligote. En cualquier caso parece prematuro categorizar a las larvas en tipos teniendo en cuenta que

en muchas especies de Sparidae éstas aún no se han descrito adecuadamente [285] o su descripción se ha basado en ejemplares capturados en redes de plancton cuya identidad podría ser cuestionable sin una confirmación genética. Tampoco se han tenido en cuenta las posibles variaciones intraespecíficas en el crecimiento, que pueden ser bastante importantes en acuicultura, así por ejemplo, en pargos comunes criados a 18 ° C la metamorfosis empezó también en torno al día 19, sin embargo la escamación se retrasó considerablemente, no estando completada aún a los 43 días de vida [299]. Si la temperatura ambiente influye en la velocidad del proceso entonces dos larvas que estén en la misma fase de la metamorfosis pueden llevarse varios días de diferencia y presentar un grado de desarrollo diferente en sus espinas. Es posible que en lugar de dos tipos de larvas claramente definidos exista una gradación de morfotipos sujeta a factores genéticos o ambientales.

### Problemas tras la metamorfosis

Los principales fueron la ausencia de inflación de la vejiga natatoria, el canibalismo y los parásitos.

Al nacer los Sparidae presentan una conexión entre estómago y vejiga cuya función es permitir la entrada de una pequeña cantidad de aire, imprescindible para desencadenar el desarrollo de la vejiga, que normalmente obtienen tragando burbujas en la superficie. El conducto se cierra posteriormente por lo que este proceso solamente puede ocurrir durante las primeras semanas de vida. En ese periodo es imperativo que las larvas puedan acceder libremente a la superficie del agua. En la mayoría de nuestras larvas sin embargo no se observó aire en la vejiga hasta el decimonoveno día de vida, un retraso considerable respecto de peces similares como la dorada y que se achacó a las altas concentraciones de fitoplancton necesarias para permitir la supervivencia larvaria. Al día siguiente de sustituir el fitoplancton y el rotífero por *Artemia* (días decimonoveno y vigésimo) se detectó un fuerte incremento de larvas con aire en la vejiga junto a otras con burbujas en el estómago (fig 3.9E) lo que indica que la breca sigue el sistema habitual en Sparidae (la presencia de aire en el sistema digestivo no estuvo relacionada con la alimentación y solamente se observó en éste momento). Según nuestras observaciones la breca conserva la capacidad de inflar su vejiga al menos hasta su vigesimotercer día de vida, pero sería conveniente perfeccionar la fase de alimentación con rotífero



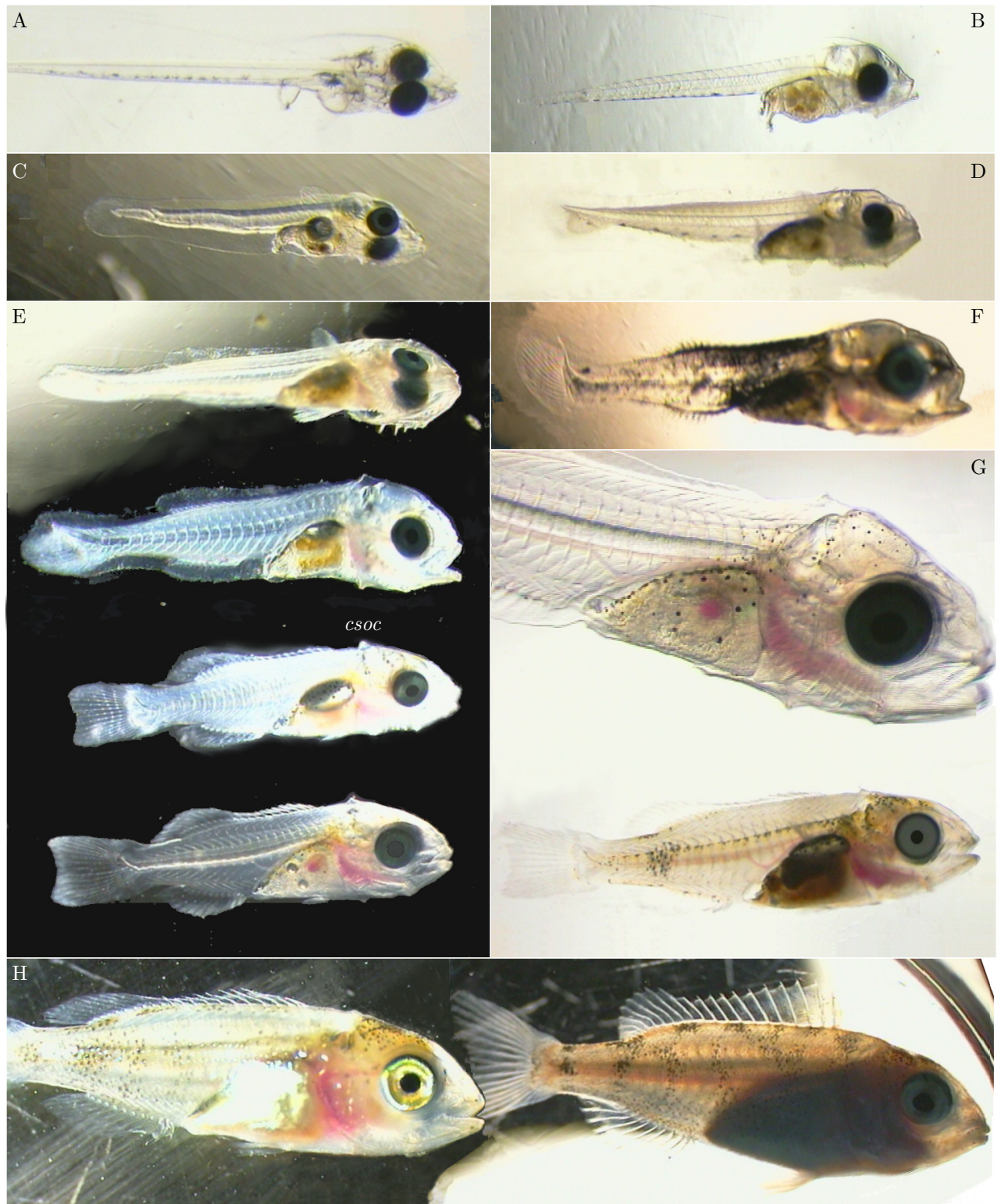


Figura 3.9: Metamorfosis y desarrollo larvario en breca.

A-B) Larvas de 13 días sin saco vitelino ni gota de grasa antes de la metamorfosis. C) Malformaciones esqueléticas de columna. 19 días. D) Inicio de la flexión de la cola, E) Ingestión de aire durante la inflación de la vejiga natatoria (día 19), el primer pez estaba torsionando la cola y se muestra en vistas inferior y lateral. F) Larva sin vejiga natatoria (día 26). G) Inicio de la escamación. H) Escamación completa (izda, día 34) y coloración de temor (día 41) (*csoc*– Cresta supraoccipital)

y fitoplancton de modo que permita superar las primeras semanas de vida dejando a la vez tiempo suficiente para el desarrollo de la vejiga.

El canibalismo entre larvas fue importante como consecuencia de los problemas con la vejiga natatoria indicados y también del bajo número de reproductores disponible (que obligó a incubar conjuntamente varias puestas con uno o dos días de diferencia para reunir suficiente huevo en los tanques). Las larvas mayores empezaron a perseguir a las más rezagadas, lo que conllevó un crecimiento aún más rápido y una mayor eficacia depredadora. Finalmente se alcanzó cierto equilibrio al volver su atención hacia el pienso, permitiendo a los alevines menores alcanzar un tamaño suficiente para defenderse.

Al entrar el verano quedaban con vida al menos 266 juveniles. Algunos empezaron a saltar fuera del tanque, obligando a poner una red en superficie, y a los tres meses justos de vida, en Septiembre, tres brotes sucesivos de ciliados parásitos diezmaron los tres tanques hasta que sólo quedaron 40 peces moribundos (ver Cap. 6). Durante el siguiente mes se probaron varios tratamientos hasta conseguir curarlos y sacar adelante a 31 de ellos que superarían el año siguiente sin especiales contratiempos.

### 3.3.6. Estudio del crecimiento post-larvario

El seguimiento del crecimiento en cautividad duró algo más de dos años finalizando el 17 de julio de 2006. La figura 3.10 en la pág 64 muestra el crecimiento de nuestros alevines durante dicho periodo y los valores observados de peso y talla en peces de sexo y origen conocidos (juveniles y adultos, salvajes). La talla observada con 656 días de vida en los supervivientes fue de  $232,1 \pm 19,47$  mm (rango: 190 - 260 mm),  $n=21$  y el peso medio con 656 días de vida, (1,8 años unos 22 meses) fue de  $201,8 \pm 60$  g (Fig. 3.10 A-B.  $n = 21$ , rango: 96,9 - 315,7).

La Tabla 3.4 compara los parámetros del crecimiento de nuestros ejemplares con modelos ya publicados en la bibliografía para otras poblaciones. El primer intento de cría para la especie fue llevado a cabo por Cejas *et al* en Canarias en el año 1993 [103, 104]. Estos autores estudiaron el crecimiento de dos grupos

de peces, uno compuesto por alevines criados desde el huevo y mantenidos en tanques de capacidad similar a los nuestros y un segundo compuesto por juveniles capturados en la costa canaria y engordados durante un año en tanques de al menos 1.000.000 de L de capacidad. Si comparamos sus resultados para el primer grupo con los nuestros tenemos un crecimiento superior en Mazarrón de 29,1 g frente a 21,7 g en Canarias a los 7 meses y a los diez meses aproximadamente (300 días de vida) nuestro modelo predice una talla de 152,9 mm superando en cinco centímetros los peces canarios pero un peso sólo levemente superior a éstos (92,3 g frente a 91,1 g respectivamente).

Que los peces canarios crezcan poco pero cojan peso a una velocidad razonable podría explicarse como un efecto de las temperaturas del agua más bajas en Canarias que presionaría a los peces para asegurarse cuanto antes unas mínimas reservas de grasa. Este retraso estratégico se compensaría ampliamente más tarde ya que los peces canarios mantenidos en jaulas marinas alcanzaron un peso de 300 g con unos 20 meses de vida, más del doble del valor estimado para nuestros ejemplares. En 2004 Klaoudatos *et al* repiten la experiencia con alevines transferidos a jaulas flotantes al alcanzar los 2,3 g, obteniendo un engorde adecuado en cautividad, de hasta 400 g en 631 días [267]. El crecimiento menor de nuestros ejemplares se explica teniendo en cuenta el efecto del tanque, un fenómeno bien conocido en acuicultura, que predice que por regla general los peces crecen mejor cuanto mayor sea el tanque en el que estén confinados. El mismo efecto se ha visto también en besugo, obteniendo mejores resultados con juveniles de besugo transferidos a jaulas flotantes respecto a los criados en tanques en tierra firme [48, 371].

Otra cuestión remarcable son las diferencias locales sugeridas por los modelos de crecimiento. Si comparamos los modelos de crecimiento teórico calculados para las diferentes poblaciones se observa que las poblaciones estudiadas en el Este del Mediterráneo presentan valores pobres comparadas con las atlánticas o del Mediterráneo Oeste. Esto podría hacernos suponer que algunas poblaciones de breca son menos adecuadas para el cultivo por su genética, sin embargo el experimento de Klaoudatos desmintió que estos peces tuvieran un crecimiento inferior cuando se mantienen en condiciones adecuadas [267] a pesar de los malos resultados que arrojan los modelos de crecimiento basados en peces

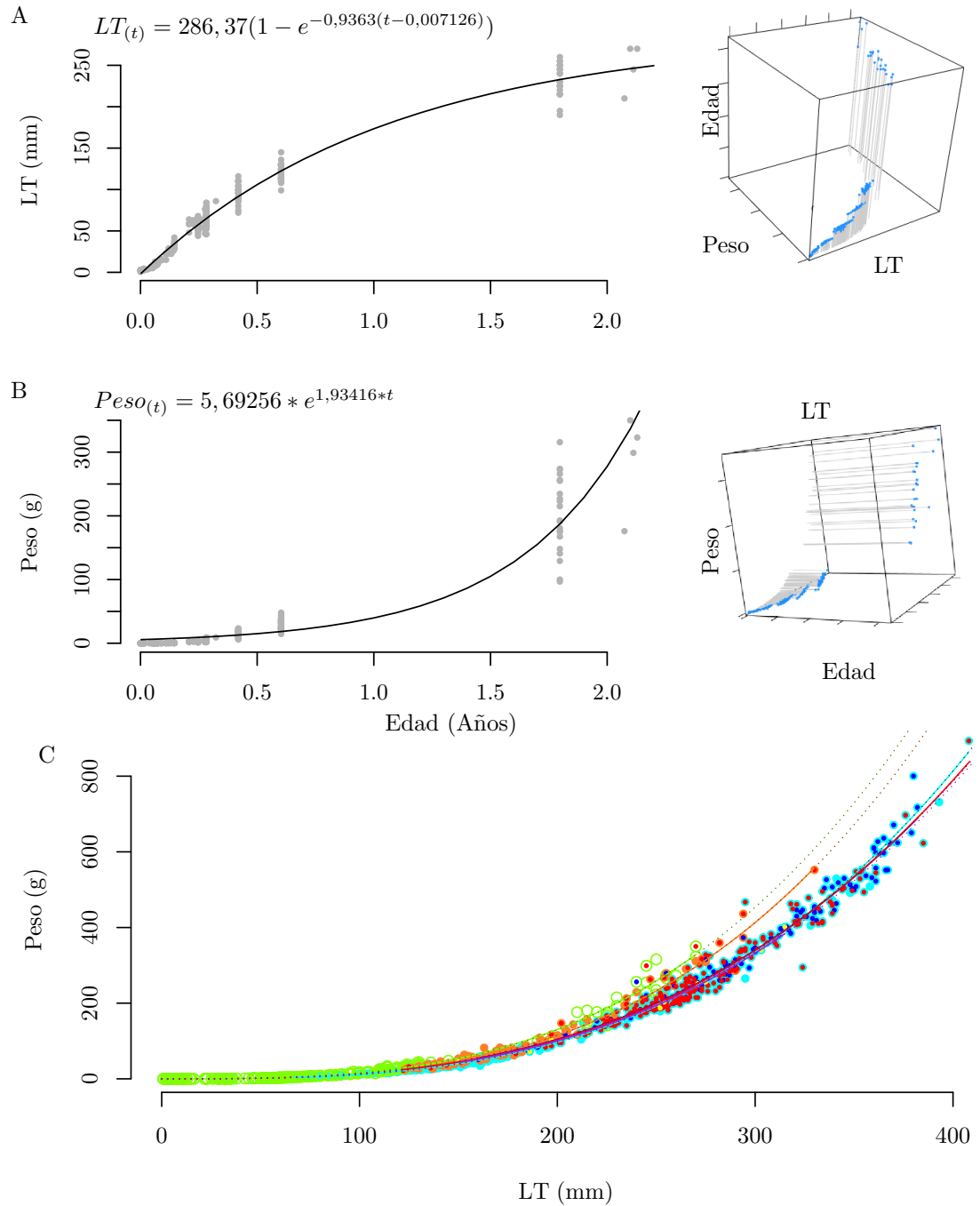


Figura 3.10: A-B) Crecimiento en talla y peso de los alevines de breca durante los primeros 777 días de vida. Los cubos muestran la relación tridimensional entre las variables.

C) Relación entre talla y peso de *Pagellus erythrinus* según su origen y sexo (para los valores de los coeficientes véase la Tabla 3.7) Los colores interiores indican sexo [Hembra: rojo, Macho: azul, Hermafrodita: amarillo] Los exteriores el origen [Cultivados: verde, salvajes: cian, engorde: naranja]. Sus respectivas regresiones exponenciales se indican en el mismo color.



Localidad	$L_\infty$ (mm)	k (años <sup>-1</sup> )	$t_0$ (años)	$L_1$ (mm)	$L_2$ (mm)	$\Phi$	Fuente
Mazarrón (Esp.)	286,37	0,9363	0,007126	173,33	242,05	<b>11,25</b>	Presente trabajo
Algarve (Por.)	471,4	0,26	-0,81	177	244	10,964	[154]
Golfo de León	345,3	0,337	-0,039	102	172	10,601	[192]
Castellón (Esp.)	529	0,13475	-1,1428		183	10,532	[404]
Castellón (Esp.)	517	0,136	-1,12	130	179	10,501	[405]
Canarias (Esp.)	418	0,2	0,55	111	167	10,462	[197]
Adriático	378,8	0,20	-0,093	74	130	10,265	[501]
Boka Botorska	309,2	0,239	0	66	117	10,037	[501]
Sicilia (Ita.)	367	0,1639	-1,2485	121	158	10,002	[21]
Grecia Oeste	326	0,180	-0,04	29	56	9,859	[385]
Turquía	307	0,170	-0,86	83	118	2,19	[325]
Chipre	300	0,203	-1,623	124	156	9,813	[290]
Sicilia y Calabria	340,6	0,136	-1,36	94	125	9,666	[102]
Grecia Centro	482	0,062	0	56	100	9,575	[359]
Túnez	290	0,117	-3,277	114	134	9,194	[187]

Tabla 3.4: Parámetros de crecimiento de la breca en Mazarrón y otras localidades. Se indican las tallas estimadas al año ( $L_1$ ) y a los dos años ( $L_2$ ) y el índice de efectividad en el crecimiento  $\Phi$  calculados a partir de estos valores

salvajes (Tabla 3.4).

En Mazarrón la curva teórica de crecimiento predice una talla media de 173,33 al cumplirse el primer año y de 242,2 en el segundo año, solo superadas por peces salvajes de Portugal (Fig. 3.4). Todos los demás modelos caen por debajo del nuestro para éste periodo lo que sugiere que inicialmente nuestros peces crecieron bien, a pesar de haber ralentizado algo su crecimiento posterior. La causa más probable del retraso fueron los repetidos ataques de ciliados parásitos (Véase capítulo 6), que irritaron la piel de los alevines obligándoles a moverse constantemente y gastar energía para tratar de huir del picor. A partir del control de la enfermedad se observa un pequeño incremento brusco en el peso medio y el crecimiento se normaliza de modo que el séptimo mes la talla media de nuestros peces iguala a la del grupo de crecimiento a alta densidad de los peces griegos. A los 22 meses de vida los peces griegos superaron en promedio entre 80 y 185 g el peso de nuestros ejemplares en cualquier caso [267], muy probablemente por el efecto beneficioso de las jaulas marinas.

La Fig. 3.11 en la pág. 68 muestra la evolución de la condición física de los peces agrupados por su origen a lo largo del año y durante de su crecimiento.

El índice CC para ejemplares salvajes fue de  $1,21 \pm 0,11$  ( $\bar{X} \pm \sigma$ . Rango:  $0,82 \rightarrow 1,82$ ,  $n = 769$ ), para los capturados y engordados en cautividad de  $1,42 \pm 0,17$  ( $1,03 \rightarrow 1,89$ ,  $n = 93$ ) y para los nacidos en cautividad de  $1,88 \pm 4,88$  ( $0,0013 \rightarrow 62,41$ ,  $n = 325$ ). El factor de condición es sensible a las diferencias entre la morfología de larvas y adultos, por lo que para evitar artefactos se descartaron las larvas y alevines menores de 20 mm. Los tres grupos fueron significativamente diferentes entre sí para dicho factor<sup>3</sup>. La condición física de los peces salvajes fue similar a la indicada para otras poblaciones salvajes del Mediterraneo NW por Lloret [292], pero significativamente inferior al de los peces cultivados o mantenidos en cautividad. El factor de condición de peces salvajes en Mazarrón fue estable a lo largo del año salvo en primavera, en que fue significativamente superior<sup>4</sup> (Fig. 3.11 B). Esto puede explicarse por el cambio en la morfología corporal de las hembras cargadas de huevo, que presentaron diferencias significativas frente a los machos<sup>5</sup>, a diferencia de lo registrado por Lloret [292].

Las tablas 3.5 y 3.6 en la pág 67 muestran las regresiones lineales entre variables medidas en ejemplares salvajes (considerados con un desarrollo normal). El dimorfismo sexual entre machos y hembras fue muy escaso. A igual talla los machos presentan una mandí-

<sup>3</sup>No se cumple normalidad de los datos para 'cultivados' ni 'salvajes' (Test Shapiro-Wilk). Test Kruskal-Wallis: 630,  $gl = 2$ ,  $p < 2,2e^{-16}$ . Test de Dunn con corrección de Bonferroni:  $p < 0,0005$  para todas las combinaciones

<sup>4</sup>Ningún grupo presentó normalidad. Kruskal-Wallis = 99,  $gl = 3$ ,  $p = 0$ . Test Dunn (Bonferroni) significativo ( $p = 0$ ) en todas las comparaciones de primavera con otra estación y no significativo ( $p > 0,7$ ) para el resto de estaciones entre sí

<sup>5</sup>Juveniles y hermafroditas excluidos. Se rechaza normalidad para ♀♀. Kruskal-Wallis = 40,5,  $gl = 2$ ,  $p = 1,616e^{-9}$

bula superior<sup>6</sup> y una cabeza<sup>7</sup> mayores que las hembras para un nivel de significación  $\alpha = 0,05$  (Tabla 3.5). Las aletas pares sin embargo no mostraron dimorfismo. Los coeficientes de alometría que expresan la naturaleza del crecimiento diferencial entre proporciones corporales se indican en la tabla 3.7 y las figuras 3.12 y 3.13. La relación entre talla y peso presentó una alometría negativa para hembras, machos y hemafroditas, es decir (la talla crece más rápido que el peso), sin embargo si se agrupan por origen de las muestras la alometría fue debilmente positiva. Los ejemplares mantenidos en cautividad engordaron más rápidamente que el resto al crecer (coeficiente de alometría superior respecto a la talla). Los criados desde huevo cogieron peso al crecer de manera más similar a la de la población salvaje. Si analizamos el crecimiento diferencial de otras partes del cuerpo respecto del peso, sólo el hueso nasal tiene un desarrollo casi isométrico (debilmente negativo) respecto al peso; las demás estructuras de la cabeza crecieron más despacio que éste. Del mismo modo, al crecer, la cabeza, longitud de la mandíbula superior y base de la anal se desarrollaron de modo casi isométrico respecto de la talla total. Las aletas pectorales, la mejilla y la distancia del morro al primer radio de la dorsal crecen más despacio, y sólo la longitud estándar creció más rápido que la talla total, es decir, que la cola de los animales mayores es proporcionalmente menor que en los juveniles (Tabla 3.7)

Tabla 3.7: Crecimiento diferencial de varios parámetros respecto al peso en breca y relaciones talla-peso agrupadas por sexo y origen ( $y = a * x^b$ ). Véase la fig 3.1 en pág. 48 para la interpretación de los nombres de variables usados para X e Y.

sd – error estandar del coeficiente de alometría b				
x	y	a	b	sd
LT	Peso	41,76	0,337	0,00093
LT ♀	Peso	1,9e-05	2,930	0,039
LT ♂	Peso	2,1e-05	2,914	0,044
LT ♀♂	Peso	1,6e-05	2,952	0,084
<i>LTsalvajes</i>	Peso	8,3e-06	3,071	0,0081
<i>LTengorde</i>	Peso	6,4e-06	3,154	0,049
<i>LTcultivo</i>	Peso	1,1e-05	3,079	0,026
LS	Peso	37,31	0,319	9e-04
LCA	Peso	10,40	0,337	0,0041
LMS	Peso	3,65	0,352	0,0054
LNA	Peso	1,6e-05	2,952	0,084
LME	Peso	3,47	0,383	0,005
LOJ	Peso	3,45	0,29	0,0015
OPE	Peso	0,78	0,630	0,074
DDO	Peso	11,4494	0,37	0,016
ADO	Peso	4,1912	0,34	0,012
BAN	Peso	5,66	0,35	0,0058
PELV	Peso	6,34	0,35	0,0057
L. gónada	Peso	5,69	0,38	0,021
LOT	Peso	1,95	0,31	0,0035
LS	LT	0,91	0,977	0,0014
LH	LT	1,05	0,966	0,0016
LCA	LT	0,23	1,015	0,011
LMS	LT	0,067	1,061	0,016
LME	LT	0,047	1,145	0,015
DDO	LT	0,17	1,115	0,047
BAN	LT	0,13	1,015	0,016
PECT	LT	0,10	1,172	0,019
PELV	LT	0,13	1,035	0,015

<sup>6</sup>Se acepta normalidad para  $\sigma\sigma$  y  $\varphi\varphi$  (shapiro-wilk  $p > 0,2$  en ambos grupos) y varianzas similares (test barlett  $p = 0,74$ ), anova = 3,36  $p = 0,02$

<sup>7</sup>No se cumple normalidad. Test Kruskal = 4,7,  $p = 0,03$

Tabla 3.5: Diferencias en algunas proporciones corporales respecto al sexo en brechas salvajes (Véase el texto).

	n (total/♀/♂)	total $Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$	Hembras $Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$	Machos $Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$
LMS/LT	155/103/31	7,67 ← <b>9,37</b> ± 0,61 → 10,94	7,89 ← <b>9,30</b> ± 0,56 → 10,94	8,44 ← <b>9,68</b> ± 0,63 → 10,86
LCA/LT	158/105/43	20,5 ← <b>24,7</b> ± 1,1 → 29,4	20,5 ← <b>24,6</b> ± 1,0 → 29,4	21,8 ← <b>25,1</b> ± 1,3 → 28,5
PEC/LT	132/85/28	16,4 ← <b>26,8</b> ± 2,2 → 34,3	23,0 ← <b>27,0</b> ± 1,6 → 34,3	14,3 ← <b>23,9</b> ± 0 → 40,0
PEL/LT	124/80/18	13,3 ← <b>16,0</b> ± 1,0 → 21,8	13,3 ← <b>15,9</b> ± 1,0 → 19,0	14,8 ← <b>16,2</b> ± 0,7 → 17,2

Tabla 3.6: Relaciones biométricas lineales en *P. erythrinus* salvajes de la Bahía de Mazarrón. Se indica el valor del coeficiente de regresión  $r^2$ , el número de muestras utilizadas en el cálculo (n) y el rango de la variable Y (en mm o g según corresponda) dentro del cual es válida la regresión. Ln =  $Log_e$ . Véase también la Fig. 3.1 (pág 48).

$$Y = a + b * X + c * X^2$$

Y	a	b	c	X	$r^2$	n	rango Y
LT (Long. total)	-9,75660	1,25214	-0,00021	LH	0,997	453	72 - 408
Longitud total	-4,00199	1,31249	-0,00023	LS	0,996	399	74 - 408
Longitud total	-23,8440	5,24785	-0,01195	LCA	0,975	158	91 - 385
Longitud total	-26,2676	14,8405	-0,11771	LMS	0,967	155	91 - 385
Longitud total	-8,70160	12,8411	-0,10137	LNA	0,966	147	91 - 385
Longitud total	62,3644	16,2983	-0,2092	LME	0,828	57	152 - 385
Longitud total	104,4187	4,7370	0,0676	OPE	0,934	51	125 - 385
Longitud total	25,16797	3,5298	-0,0026	PEC	0,963	132	91 - 385
Longitud total	10,1981	5,9994	0	PEL	0,956	124	91 - 385
Longitud total	-25,1433	9,09128	-0,03833	BAN	0,916	64	135 - 385
Longitud total	-81,5556	5,80586	-0,01948	DDO	0,928	48	152 - 385
Longitud total	-115,127	27,69	-0,291	LOJ	0,848	65	104 - 385
Longitud total	-17,3305	27,0125	0	LOT	0,981	384	15 - 376
Longitud total	-20,9967	41,1388	-0,3239	AOT	0,963	403	15 - 376
LH (Long. furcal)	7,1290	0,8091	0,0001	LT	0,997	453	65 - 353
LS (Long. estándar)	3,0090	0,7657	0,0001	LT	0,996	399	58 - 331
LCA (Long. cabeza)	4,67775	0,19135	0,00014	LT	0,972	158	22,5 - 100
LMS (L. mandíbula sup.)	-2,4852	0,103583	0	LT	0,95	155	8 - 45,15
LNA (L. nasal)	5,10083	0,026598	0,00022	LT	0,960	147	8,25 - 48,5
LME (L. mejilla)	-8,5992	0,092894	0	LT	0,81	57	9,2 - 30,6
OPE (ojo → opérculo)	-6,5151	0,117789	0	LT	0,92	51	1,1 - 38,2
PEC (L. aleta pectoral)	-7,6725	0,299771	0	LT	0,96	132	21 - 120
PEL (L. aleta pélvica)	0,0837	0,159443	0	LT	0,96	124	14 - 63,4
BAN (L. aleta anal)	-1,7659	0,151462	0	LT	0,91	64	19,5 - 60,35
ADO (3 <sup>er</sup> radio dorsal)	-0,6440	0,103307	0	LT	0,87	80	9 - 41
DDO (morro → dorsal)	11,38	0,1451	0,0005	LT	0,840	48	45,9 - 155
LOJ (Long. ojo)	4,3393	0,047071	0	LT	0,85	65	8,65 - 22,6
AOJ (Ancho ojo)	4,1313	0,044036	0	LT	0,87	149	7,5 - 23
LOT (Long. otolito)	0,9204	0,0355303	0	LT	0,96	141	3,386 - 15,13
AOT (Anchura otolito)	1,0709	0,0238404	0	LT	0,96	142	2,3 - 13,5
LH	4,50552	1,05305	0	LS	0,997	396	81 - 353
LS	-3,68714	0,94688	0	LH	0,997	396	72 - 331
Peso eviscerado	1,414	0,9117	0,00005	Peso	0,998	394	8,42 - 701,6
Ln(Peso eviscerado)	-11,6771	3,05648	0	Ln(LT)	0,99	394	Ln(8,4) - Ln(701,3)

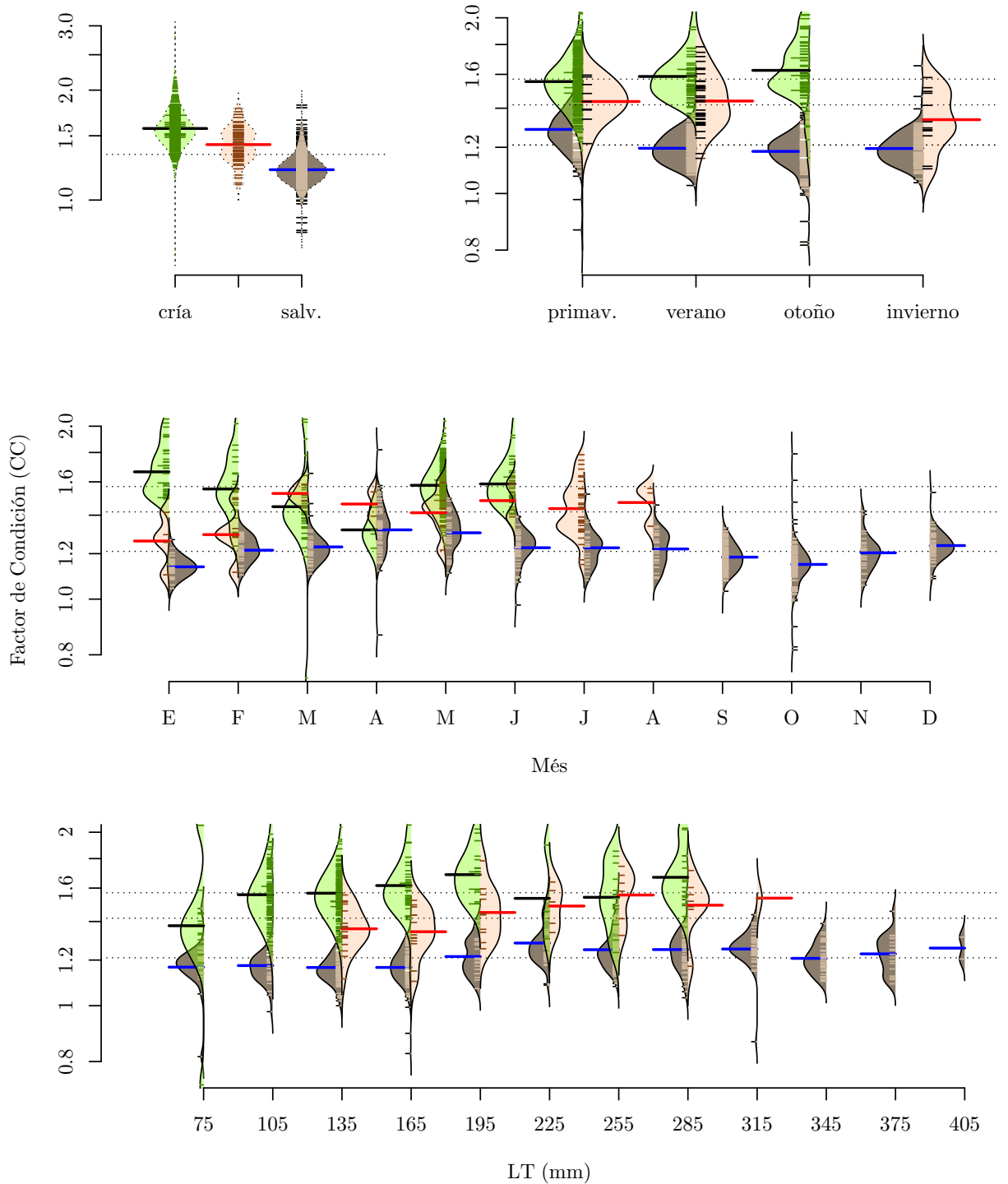


Figura 3.11: Condición corporal de los peces salvajes (gris/azul), capturados y engordados en cautividad (naranja/rojo) y criados desde el huevo (verde/negro) según el mes y la talla.

Véase el texto. Las barras horizontales azul, roja y negra indican las medias de cada clase para sus respectivos grupos. Las líneas horizontales de puntos indican las medias totales y la zona coloreada expresa la forma de la distribución de las observaciones, indicadas mediante barras cortas horizontales

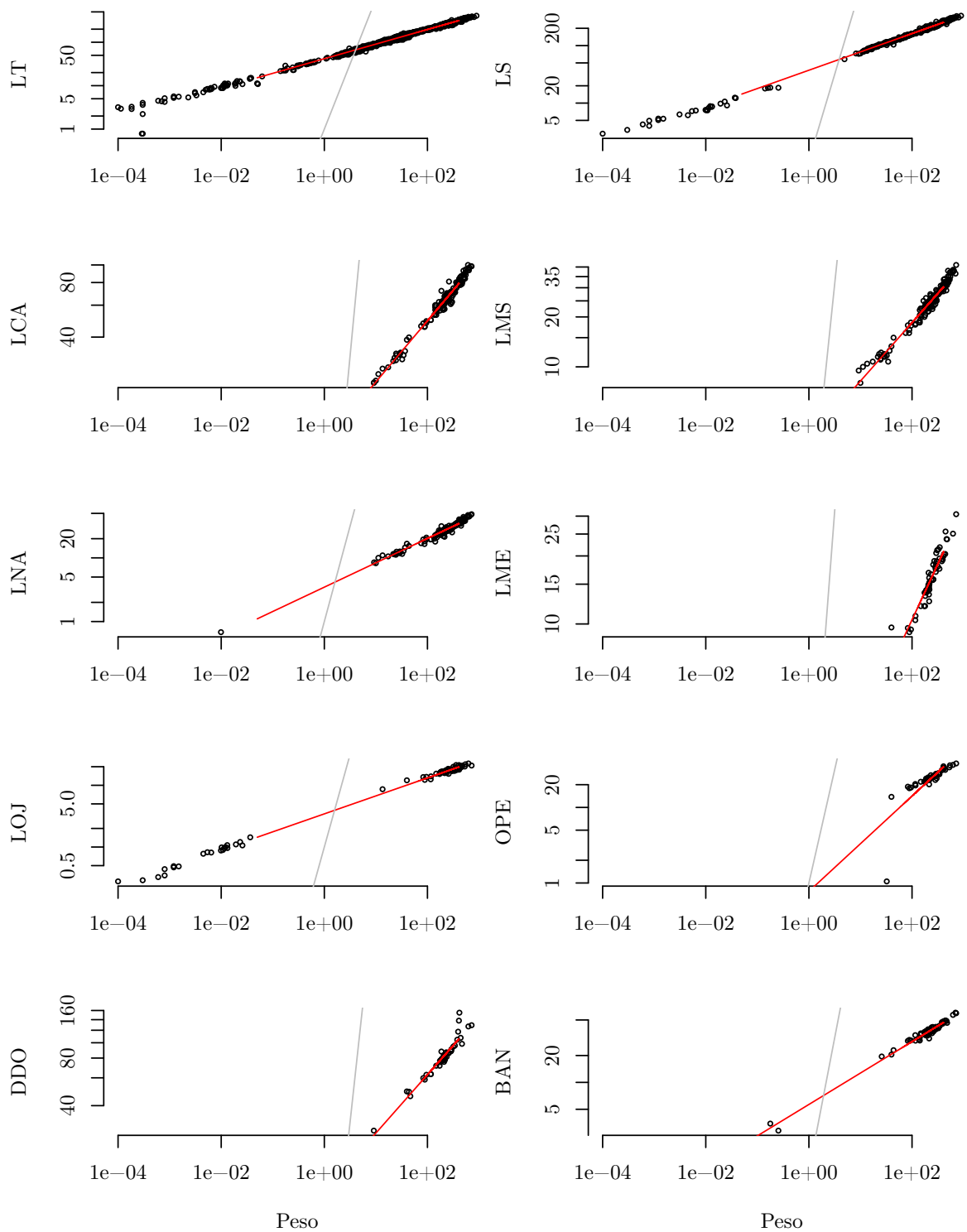


Figura 3.12: Crecimiento de varios parámetros biométricos en *Pagellus erythrinus* respecto al peso. Ejes XY en escala logarítmica. Las líneas gris y roja indicarían respectivamente el crecimiento isométrico teórico ( $b = 3$ ) y la relación observada. Véase también Tabla 3.7 en pág 66



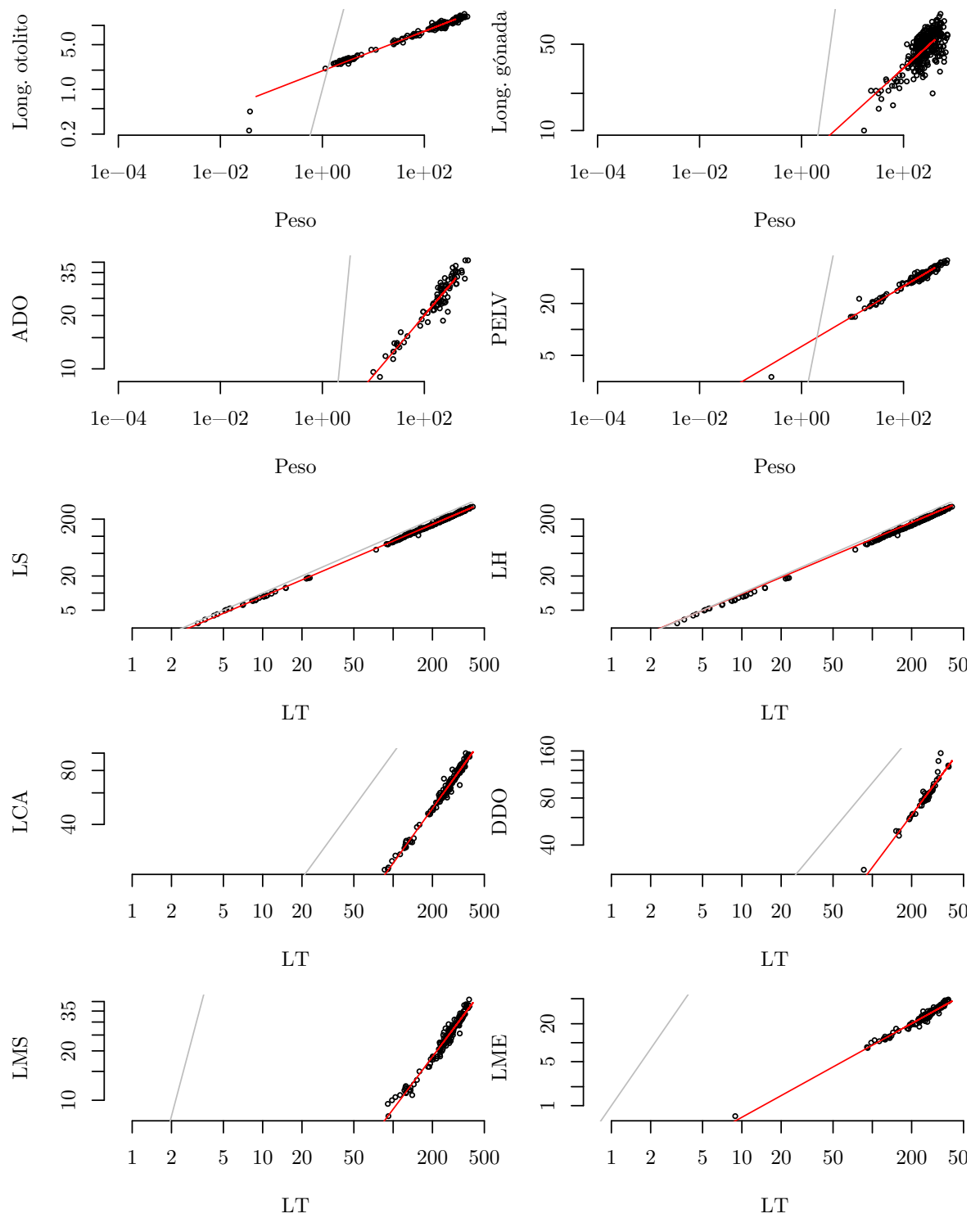


Figura 3.13: Crecimiento entre varios parámetros biométricos en *Pagellus erythrinus* respecto del peso y la talla. La línea gris indicaría el crecimiento isométrico teórico ( $b = 1$  o  $3$  según el tipo de relación). Véanse también la Fig. 3.12 y la Tabla 3.7 en pág 66





# Dieta de *Pagellus erythrinus* en Mazarrón

## 4.1. Las relaciones de la breca con otras especies

La breca comparte su hábitat con otras especies con las que interacciona en mayor o menor grado y el cultivo puede modificar esas relaciones o crear otras nuevas. En brechas mantenidas en cautividad el principal evento de depredación se debe al canibalismo, que como hemos visto es inevitable en cierto grado entre larvas y alevines pequeños. También es esperable que haya que impedir el acceso a los predadores, y no hablamos sólo de aves marinas, por ejemplo en Turquía se han documentado saqueos nocturnos por foca monje *Monachus monachus* a las jaulas experimentales de brechas [204].

Este tipo de daño es un evento raro que puede minimizarse mejorando las técnicas de cultivo, construyendo jaulas más sólidas o suscribiendo un seguro; pero la situación cambia cuando se trata de organismos diminutos, que atraviesan sin problemas los límites de las jaulas y pueden ejercer una influencia sostenida e importante a lo largo del crecimiento de los peces. Evaluar el tipo de efecto causado por ellos (positivo, negativo o nulo) no siempre es fácil. Las presas salvajes por ejemplo suponen un suplemento alimenticio que mejora el bienestar, crecimiento y coloración de nuestros peces, pero como contrapartida introducen enfermedades que pueden producir mortalidades. Las diminutas esponjas filtradoras que crecen en las paredes de los tanques son ignoradas por los peces y eliminan bacterias patógenas, pero a la vez también ofrecen refugio a algunos parásitos [468]. Finalmente, las propias jaulas podrían incluso actuar como concentrador de parásitos, atrapando sus huevos o larvas pelágicas en la red.

Para poder controlar y corregir estos problemas necesitamos interpretar correctamente la naturaleza de

cada relación, y esto implica conocer primero qué otras especies intervienen y como se sitúa la breca en la cadena trófica. Empezaremos por el estudio de sus presas, al que vamos a dedicar el resto del capítulo.

La dieta de los peces del género *Pagellus* se basa principalmente en crustáceos [46], lo que los diferencia de otros géneros de Sparidae (no encajan en los grupos dietéticos de las especies ya cultivadas). Esta familia es particularmente diversa a la hora de alimentarse incluyendo a vegetarianos, omnívoros que pueden incorporar o no algas a su dieta, piscívoros estrictos y especialistas en cefalópodos o bivalvos. Dentro del género tampoco son un grupo homogéneo. El besugo se considera zooplanctófago y el aligote predador del necton-suprabentos y carroñero [92]. La breca se alimenta de modo constante durante las horas de luz [50], consumiendo principalmente poliquetos, crustáceos o moluscos en proporciones variables y mal definidas [431, 50] y parece ser algo oportunista a la hora de alimentarse presentando importantes variaciones locales. En el Mediterráneo Oriental la dieta se basaría en poliquetos (24.6%), bivalvos (23.7%) y crustáceos (20.1%) o bien en poliquetos y crustáceos, con un complemento ocasional de cefalópodos y peces [415]. En Egipto [417] y Libia [186] se indican crustáceos y moluscos. En el Mediterráneo Occidental se cita una dieta basada en poliquetos y anfípodos [430, 431], o bien en crustáceos y poliquetos (que se repartirían a partes iguales casi el 70% de la dieta en Castellón) [404], mientras que en el Golfo de Marsella, peces de unos 12,5 cm de talla adoptaron una dieta otoñal basada en un 80% en poliquetos y menos de un 5% de crustáceos [210].

Hablando en términos generales, podemos concluir que la dieta de la breca está pobremente caracterizada aún en gran parte de su área de distribución y especialmente en el Mediterráneo SW, donde no hay estudios previos. El papel de los poliquetos en concreto puede oscilar desde 0 al 80 % de la dieta según el estudio consultado [404, 210]. Algunos de los trabajos disponibles se basan en muestras pequeñas, no cubren todo el año o no indican especies ni porcentajes de las presas y aún se conoce poco sobre las variaciones de la dieta entre sexos o a lo largo del crecimiento de los animales.

## 4.2. Material y métodos

Se analizaron los contenidos gástricos de 459 peces de tallas totales (LT) comprendidas entre 63 y 408 mm ( $\bar{X} \pm \sigma$ :  $238 \pm 77\text{mm}$ ). El muestreo principal se llevó a cabo entre Febrero de 2001 y Diciembre de 2003 seleccionando mensualmente de 20 a 30 ejemplares capturados con artes de red por los pescadores locales en Isla Plana (Bahía de Mazarrón). Se incluyeron también de modo ocasional algunas muestras adicionales hasta Noviembre de 2006. Tras registrar la longitud y peso del pez y tomar muestras para analizar el sexo (Véase cap 2), el tracto digestivo entero fue conservado en etanol al 70 % o formol al 4 % hasta su análisis.

### Identificación de las presas

El volumen del contenido estomacal fue registrado siempre que fue posible anotando la diferencia entre el volumen del tubo gástrico antes y después de haber sido lavado de contenido y eliminado el exceso de agua (depositando brevemente los restos en papel de filtro), posteriormente, el contenido fue tamizado y depositado en una placa Petri con etanol limpio para su examen. Los fragmentos más relevantes de cada presa fueron separados, dibujados, comparados entre sí e identificados al menor nivel taxonómico posible mediante bibliografía especializada sobre identificación de: Equinodermos [271], Poliquetos [166, 167, 216, 219, 60], poliquetos Capitellidae [151, 129], Flabelligeridae [378, 440, 257], Sabellidae [189, 492] o Terebellomorpha [128, 288], Osteictios semidigeridos [46, 174, 47, 178] o sus huesos [214], crustáceos decápodos y mísidos [524, 159, 379, 182, 219, 1], tanaidaceos [455, 211, 59], estomatópoda [85, 303, 86,

304, 153], anomura [318, 270], anfípoda [376, 219], mandíbulas de cefalópodos [115, 394, 205] y otros grupos como bivalvos o equinodermos [413, 219].

En general el uso de claves taxonómicas no fue posible con algunos grupos difíciles. El mejor exponente fueron los poliquetos que se desintegran con rapidez, suelen aparecer mezclados entre sí y estar recubiertos por fibras vegetales, por lo que es fácil pasarlos por alto o malinterpretarlos. Los fragmentos deben de ser individualizados uno a uno para no caer en el error de asignar a un único animal la combinación de restos de varios diferentes o de asignar el torax y abdomen de un único gusano a dos especies distintas. Para ayudarnos con estos grupos se crearon varias bases de datos a partir de información bibliográfica; recopilando más de 50 características de las sedas y apéndices de las aproximadamente 900 especies de poliquetos citados en las costas españolas, o la espina de patas, cefalotórax y telson de las 350 especies de decápodos europeos. La combinación de dibujos de los fragmentos y consultas booleanas resultó bastante fructífera permitiendo identificar a la mayor parte de las especies (aunque no a todas).

Otro problema con el que hubo que llegar a un cierto compromiso lo plantearon los restos duros de animales muertos (Tanatocenosis) en el fondo e ingeridos accidentalmente al manipular a otras presas. Se asumió que las conchas de bivalvo con restos de la charnela uniendo las valvas indicaban capturas, al igual que la presencia de números significativos de escleritos de equinodermos, mientras que las caracolas vacías que aparecieron junto a restos de ermitaños (coincidentes en tamaño y número) no lo eran. La presencia de restos inertes del fondo como arena o fango se anotaron pero no se consideraron parte de la dieta (aunque podrían aportar minerales y oligoelementos). Los escasos tubos vacíos de poliquetos que no pudieron asignarse a restos de gusanos presentes en la muestra, los bivalvos rotos sin charnela y otros restos dudosos se consideraron caso a caso antes de incluirlos o desecharlos según las circunstancias en las que aparecieron.

Todos los nematodos o platelmintos encontrados pudieron ser asignados claramente a especies parásitas por lo que tampoco se incluyeron como parte de la dieta. Serán tratados en el siguiente capítulo.



## Caracterización de la dieta

Todos los análisis se realizaron en el programa GNU-R [406] con la ayuda de varios paquetes auxiliares disponibles en R para ecología y análisis multivariante de comunidades, como Vegan [367], Labsdv [418] o Beanplot [256].

Los periodos de reposo se analizaron empleando el ÍNDICE DE VACUIDAD [162].

$$V = \left(\frac{v}{N}\right) * 100$$

Donde  $v$  es el número de contenidos estomacales sin presas identificables (se excluyen parásitos y elementos inertes) y  $N$  el número total de muestras analizadas

La diversidad de presas se estudió mediante los índices de SIMPSON (D) y SHANNON-WEINER (H):

$$D = 1 - \frac{\sum_{i=0}^N n_i(n_i - 1)}{N(N - 1)} \quad H = - \sum_{i=0}^N P_i \ln(P_i)$$

Siendo  $N$  el número total de especies presentes,  $n_i$  el número de presas de la especie  $i$  y  $P_i$  la probabilidad de pertenecer a  $i$ .

Para cada presa se calculó su abundancia (número de ejemplares de la especie frente al total de presas), ocurrencia (número de muestras en las que apareció dicha especie) e intensidad de predación (número de ejemplares encontrados en el subconjunto de contenidos estomacales con presencia de la especie).

Los contenidos estomacales individuales se agruparon gráficamente por su grado de semejanza mediante Escalado Multidimensional No Métrico (NMDS), considerado el método más robusto de ordenación de comunidades cuando no hay variables fijadas [367] y que permite resumir un espacio  $n$ -dimensional (información sobre las 'n' especies presa) en dos o tres ejes con la mínima distorsión posible. El método no métrico solo exige la condición de que la función buscada para simplificar el problema (producir distancias euclídeas representables gráficamente a partir de las distancias

observadas) sea monótona <sup>1</sup> y usa una matriz de distancias (disimilitudes) dentro de la nube  $n$ -dimensional de puntos. El índice de disimilitud empleado fue Bray-Curtis y el estrés se minimizó mediante el procedimiento de regresión monotónica de Kruskal. Como existen varias posibles funciones monótonas que permiten obtener distancias euclídeas a partir de las disimilitudes observadas se toma la mejor de ellas, definida como aquella que minimize el estrés ( $S^2$ ), un valor que mide la discrepancia entre los datos originales y los transformados:

$$S^2 = \frac{\sum_{i < j} (\delta_{ij} - \hat{d}_{ij})^2}{\sum_{i < j} \delta_{ij}^2} \quad (4.1)$$

Siendo  $\delta_{ij}$  la disimilitud observada entre las muestras  $i$  y  $j$  y  $\hat{d}_{ij}$  las distancias euclídeas ajustadas entre ellas, obtenidas al transformar las anteriores mediante el análisis.  $\hat{d}_{ij}$  se define como:

$$\hat{d}_{ij}^2 = \sum_{s=1}^p (y_{is} - y_{js})^2 \quad (4.2)$$

Siendo  $y_{ij}$  las nuevas variables (ejes) obtenidas al transformar los datos donde  $i$  va de 1 a  $n$ , y  $j$  va de 1 a  $p$ , que es el número de dimensiones al que queremos reducir el problema  $n$ -dimensional (aquí  $p=3$ ).

Para facilitar el examen de posibles diferencias en la dieta se han clasificado las muestras a ordenar en cuatro grupos según dos variables: "talla superior o inferior a 170 mm", valor que hemos visto se alcanzaría aproximadamente al año de edad, y "temperatura superficial del agua superando o no a la media anual", con un semestre cálido (may-oct) y otro frío de nov a abril (Véase Fig. 1.5 en pág. 17).

## 4.3. Resultados

La figura 4.1 resume la tasa de acumulación de especies, abundancia, ocurrencia y otros parámetros importantes en la caracterización de la dieta. El volumen del contenido estomacal pudo registrarse completo en 176 casos, siendo de  $2,5 \pm 2,5ml$  en promedio con un

<sup>1</sup>Una función es monótona si y sólo si al aplicarla a dos puntos cualesquiera  $\delta_i$  y  $\delta_j$  el resultado conserva siempre el orden original de dichos puntos, es decir que en nuestro caso:  $\delta_i \leq \delta_j \Leftrightarrow f(\delta_i) \leq f(\delta_j)$ . Las alternativas de tipo métrico, (MDS) como el Análisis de Componentes Principales exigen que exista una relación lineal entre  $x$  y  $f(x)$  y emplean una matriz de correlaciones (covarianzas) en su lugar. Son más fácilmente interpretables pero más restrictivas en sus planteamientos y el error producido en la transformación es mayor que en el caso de los NMDS [393]

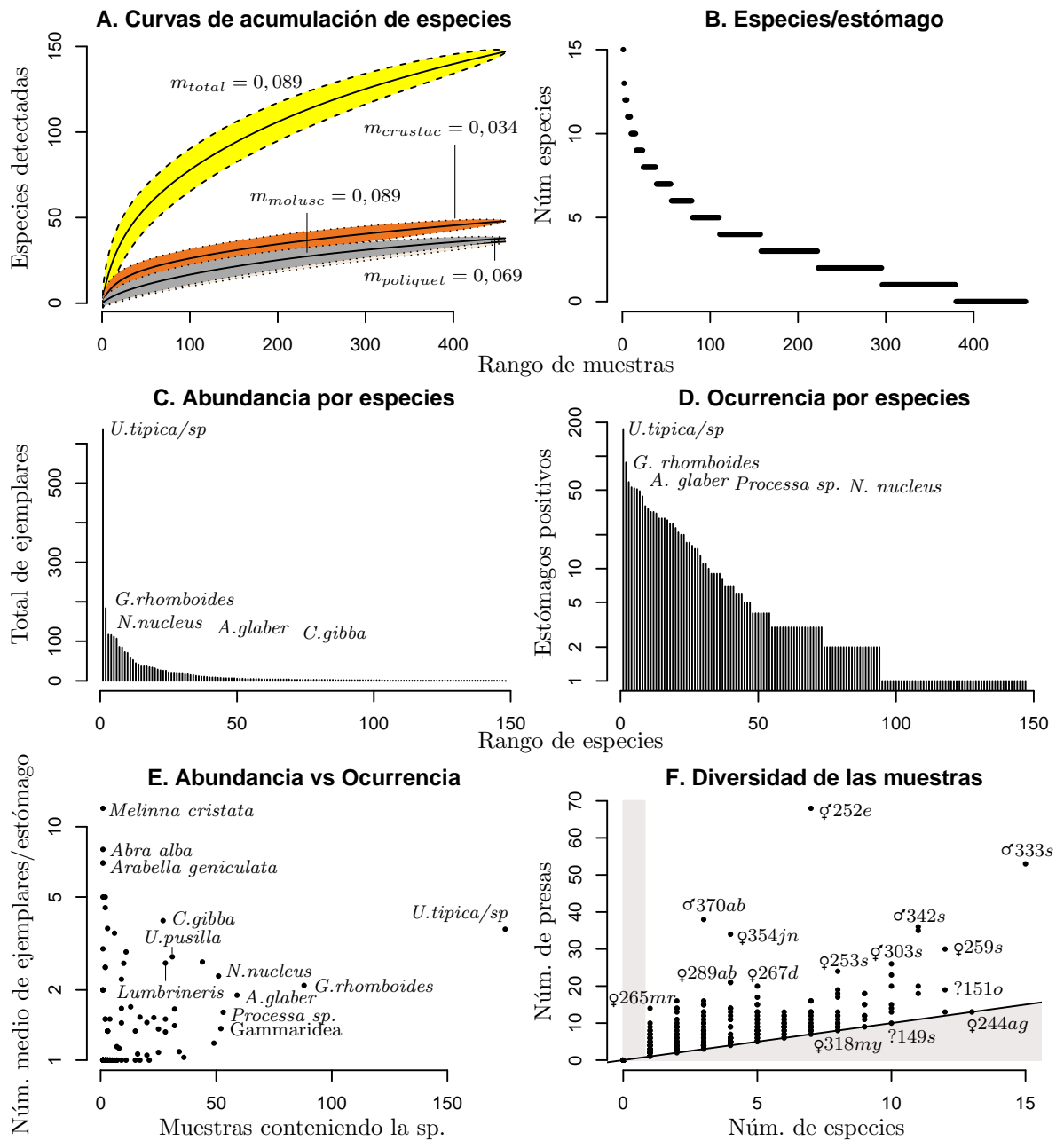


Figura 4.1: Caracterización de la dieta de *Pagellus erythrinus* en la Bahía de Mazarrón (Véase texto). A) Curvas de acumulación de especies presa respecto del esfuerzo de muestreo. Las áreas coloreadas indican intervalos de confianza al 95 % para  $\sigma$  en cada grupo (Método exacto de Kindt *et al.* [263]). Se indica el valor de la pendiente mínima de la curva ( $m$ ) para los diferentes grupos de presas. B) muestras ordenadas por el número de especies distintas que contenían. C-D) Especies ordenadas de mayor a menor abundancia y ocurrencia respectivamente (D con eje Y en escala logarítmica). E) Abundancia vs ocurrencia de las especies. Se han anotado las principales especies para C-E. F) Relación entre el núm. de especies distintas y el núm total de presas de cada estómago. Se indican el sexo, talla (mm) e inicial del mes de algunas muestras concretas. Las muestras sobre la recta presentan máxima diversidad con un único ejemplar de cada especie

máximo de 12,8ml. La vacuidad fue particularmente alta en las clases de talla de 9 a 15 cm (Tabla 4.1) correspondiendo al periodo entre diciembre y marzo del primer invierno. Cuando la temperatura bajó de los 16° C aproximadamente un tercio (32,3%) de los peces dejaron de alimentarse activamente y uno de cada dos (49,2%) presentó el tracto digestivo vacío por debajo de los 14° C. En las muestras restantes se encontró un total de 1990 ejemplares presa (parásitos excluidos), comprendiendo un promedio de  $5,74 \pm 6,94$  presas por pez ( $\bar{X} \pm \sigma$ , máx: 68). El estómago más diverso contenía 15 especies distintas.

Tabla 4.1: Número de muestras analizadas, índice de Vacuidad (V) e índices de diversidad por tallas.

LT (mm)	n total	V (%)	Diversidad ( $\bar{X} \pm \sigma$ )	
			H	D
61-90	14	0	$1,099 \pm 0,54$	$0,536 \pm 0,25$
91-120	32	43,75	$0,294 \pm 0,51$	$0,608 \pm 0,43$
121-150	41	48,78	$0,338 \pm 0,60$	$0,647 \pm 0,41$
151-180	32	21,87	$0,626 \pm 0,62$	$0,548 \pm 0,35$
181-210	19	26,31	$0,766 \pm 0,73$	$0,672 \pm 0,31$
211-240	49	24,49	$0,797 \pm 0,74$	$0,653 \pm 0,33$
241-270	118	9,32	$0,878 \pm 0,76$	$0,532 \pm 0,35$
271-300	60	10,00	$0,897 \pm 0,62$	$0,565 \pm 0,29$
301-330	39	5,13	$1,042 \pm 0,73$	$0,569 \pm 0,31$
331-360	36	8,33	$1,001 \pm 0,59$	$0,604 \pm 0,25$
361-390	17	0	$1,111 \pm 0,70$	$0,547 \pm 0,28$
>390	2	0	$0,950 \pm 0,13$	$0,561 \pm 0,09$
TOTAL	459	17,43	$0,796 \pm 0,71$	$0,581 \pm 0,33$

#### 4.3.1. Espectro de presas

El contenido estomacal se clasificó en 162 grupos diferentes que se identificaron al nivel taxonómico más bajo posible. Seis de ellos no se consideraron presas sino material inerte tomado del fondo (Restos de *Posidonia oceanica*, algas rojas, fango, arena, “*Globigerina*/foraminíferos” y “pasta blanca no identificada”). Su papel en la dieta se basaría, a lo sumo, en aportar algo de fibra no digerible u oligoelementos. El listado total de presas se muestra en la Tabla 4.2 bien directamente (para 136 grupos), o bien indirectamente (las categorías más generales que actuaron como cajón de

sastre se suman a los grupos totales al final de la tabla junto a las especies identificadas. Incluye a más de 100 presas identificadas a nivel de especie (o conferidas a una especie concreta con cierta seguridad al menos) y otros 16 grupos adicionales identificados a nivel genérico. Las especies exclusivas del semestre frío se marcan en azul y las que aparecieron únicamente en los meses cálidos en rojo.

Las presas de la breca en Mazarrón pueden agruparse en varios tipos generales por su abundancia y ocurrencia (Fig. 4.1 E): presas dominantes principales (muy frecuentes y abundantes, *Upogebia tipica*); dominantes secundarias (menos frecuentes pero con cierto peso en la dieta como *Processa* spp.); dominantes estacionales (presas que aparecen raramente, pero cuando lo hacen es o bien en gran número con muchos ejemplares por estómago, como *Melinna* o *Abra*, o bien con pocos ejemplares pero de gran tamaño y peso) y presas accidentales o raras.

Alrededor de dos tercios de las especies encontradas pueden considerarse accidentales ya que aparecieron en menos de cuatro estómagos, a menudo como único ejemplar en todo el conjunto de muestras analizadas, y su tamaño fue pequeño por lo que su aportación real a la dieta es despreciable. Por el contrario más del 50% de las presas totales encontradas se reparten únicamente entre siete géneros (Tabla 4.2).

#### 4.3.2. Especies dominantes

El 42% de las muestras contenía, entre otras presas, camarones fantasma del género *Upogebia* (Gebiidea<sup>2</sup>: Upogebiidae). Se encontraron tres especies diferentes: *Upogebia tipica*, *U. pusilla* y *U. deltaura*, aportando el 29,14% de las presas analizadas. *Upogebia talismani* es propia de aguas profundas (>120m) y no apareció en la muestra [159]. La familia Upogebiidae tiene una gran importancia ecológica en el bentos marino dada su abundancia y acción bioturbadora de sedimentos. Se trata de especies que excavan galerías de entre 25 y 80 cm de profundidad [148], lo que afecta al flujo de nutrientes y crea refugios para muchas otras especies [119]. Es una presa clave para la supervivencia de la breca en la zona.

<sup>2</sup>El antiguo InfraO. Thalassinidea está subdividido actualmente en Gebiidea y Axiidea [126]

<sup>3</sup>Identificar los adultos de las especies mediterráneas de *Upogebia* no es complejo siempre que se tengan las quelas [159], pero en algunas muestras o bien no aparecieron éstas (los individuos se registraron igualmente contando los rostros presentes) o se trataba

La morfoespecie <sup>3</sup> *Upogebia typica*/sp fue la presa dominante en el área y uno de cada cuatro animales encontrados en los estómagos pertenecía a éste grupo. *Upogebia pusilla* es una presa equivalente a la anterior pero mucho más costera y prefiriendo zonas de fango más arenoso (playas, praderas) de hasta 8m de profundidad.

Igualmente importantes fueron los cangrejos del género *Goneplax* (Brachyura: Goneplacidae), que aparecieron en el 19,2% de las muestras siendo generalmente la presa que más peso y volumen aportó en dichas muestras. Uno de cada cuatro estómagos no vacíos contenía restos de ésta especie. El género *Goneplax* incluía a numerosas especies en todo el mundo, incluyendo a dos mediterráneas similares: *Goneplax angulata* y *Goneplax rhomboides*. Tras la revisión de Castro en 2007 se reduce únicamente a cuatro especies exclusivas del Atlántico E y Mediterráneo [275, 96]. El caparazón con espinas orbital externa y anterolateral bien separadas entre sí descarta a *Goneplax sigsbei*. Las especies *Goneplax barnardi*, *Goneplax clevai*, *G. rhomboides* y *G.*

*angulata* solapan sus áreas de distribución en parte y se confunden a menudo; la ausencia de tubérculos o espinas en la región subhepática y la forma de los ojos descarta a *G. barnardi*, la distribución capense descarta a *G. clevai*, y *G. angulata* actualmente se considera un sinónimo de *Goneplax rhomboides* (L. 1758) [96], especie a la que asignamos por tanto a nuestros ejemplares. Este cangrejo es un carroñero que habita galerías en fondos de arena limosa y es abundante en el Mediterráneo español entre 29 y 671 m de profundidad [4]. Sus ojos y pinzas de extremos negros se conservan bien en los estómagos lo que permiten detectarlo fácilmente (Fig. 4.9).

La tercera presa dominante fue igualmente un crustáceo excavador y sublitoral, el camarón pistolero *Alpheus glaber* (Olivi, 1792) (Caridea: Alpheidae) frecuente en fondos fangosos entre 33 y 704 m en donde excava madrigueras [4]. Al poseer un dactilo característico y muy duro en una de sus pinzas (Fig. 4.9), no planteó problema alguno para su detección e identificación en las muestras.

Tabla 4.2: Núm. total de ejemplares, Abundancia, Intensidad de predación y prevalencia de las presas en Mazarrón. n – total de muestras, m – muestras con la sp. x. Los datos de tanatocenosis se han excluido. La letra de la referencia indica el tipo de animal donde C – Crustáceo, M – Molusco, E – Equinodermo, P – Poliqueto y S – Sipuncúlido. (Véase texto.)

ref	Taxon presa	$\sum_{i=1}^n x$	Abundancia		Intensidad		Preval.
			Min $\leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow$ Max	n	Min $\leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow$ Max	m	
1.C	<i>Upogebia typica</i> y sp.	637	0 $\leftarrow$ 1,39 $\pm$ 2,76 $\rightarrow$ 18	459	1 $\leftarrow$ 3,64 $\pm$ 3,45 $\rightarrow$ 18	175	38,13
2.C	<i>Goneplax rhomboides</i>	184	0 $\leftarrow$ 0,40 $\pm$ 1,56 $\rightarrow$ 28	459	1 $\leftarrow$ 2,09 $\pm$ 3,03 $\rightarrow$ 28	88	19,17
3.C	<i>Alpheus glaber</i>	112	0 $\leftarrow$ 0,24 $\pm$ 0,94 $\rightarrow$ 13	459	1 $\leftarrow$ 1,90 $\pm$ 1,94 $\rightarrow$ 13	59	12,85
4.M	<i>Corbula gibba</i>	107	0 $\leftarrow$ 0,23 $\pm$ 1,63 $\rightarrow$ 22	459	1 $\leftarrow$ 3,96 $\pm$ 5,63 $\rightarrow$ 22	27	5,88
5.C	<i>Upogebia pusilla</i>	86	0 $\leftarrow$ 0,19 $\pm$ 0,93 $\rightarrow$ 13	459	1 $\leftarrow$ 2,77 $\pm$ 2,39 $\rightarrow$ 13	31	6,75
6.C	<i>Processa</i> spp.	85	0 $\leftarrow$ 0,19 $\pm$ 0,70 $\rightarrow$ 8	459	1 $\leftarrow$ 1,60 $\pm$ 1,39 $\rightarrow$ 8	53	11,55
7.P	<i>Lumbrineris</i> spp.	73	0 $\leftarrow$ 0,16 $\pm$ 1,52 $\rightarrow$ 31	459	1 $\leftarrow$ 2,61 $\pm$ 5,69 $\rightarrow$ 31	28	6,10
8.C	Gammaridea	70	0 $\leftarrow$ 0,15 $\pm$ 0,49 $\rightarrow$ 4	459	1 $\leftarrow$ 1,35 $\pm$ 0,74 $\rightarrow$ 4	52	11,33
9.M	<i>Nucula nucleus</i>	51	0 $\leftarrow$ 0,25 $\pm$ 1,35 $\rightarrow$ 16	459	1 $\leftarrow$ 2,29 $\pm$ 3,46 $\rightarrow$ 16	51	11,11
10.M	Cardidae tipo 1 "liso"	46	0 $\leftarrow$ 0,10 $\pm$ 0,76 $\rightarrow$ 15	459	1 $\leftarrow$ 1,70 $\pm$ 2,69 $\rightarrow$ 15	27	5,88
11.C	Paguridea tipo 1 "ojo corto"	45	0 $\leftarrow$ 0,098 $\pm$ 0,41 $\rightarrow$ 4	459	1 $\leftarrow$ 1,41 $\pm$ 0,76 $\rightarrow$ 4	32	6,97
12.C	<i>Upogebia deltaura</i>	42	0 $\leftarrow$ 0,092 $\pm$ 0,51 $\rightarrow$ 8	459	1 $\leftarrow$ 1,50 $\pm$ 1,50 $\rightarrow$ 8	28	6,10
13.C	Portunidae	36	0 $\leftarrow$ 0,078 $\pm$ 0,35 $\rightarrow$ 4	459	1 $\leftarrow$ 1,29 $\pm$ 0,71 $\rightarrow$ 4	28	6,10
14.M	<i>Abra</i> sp.	35	0 $\leftarrow$ 0,076 $\pm$ 0,41 $\rightarrow$ 5	459	1 $\leftarrow$ 1,52 $\pm$ 1,08 $\rightarrow$ 5	23	5,01
15.P	Eunicidae	33	0 $\leftarrow$ 0,072 $\pm$ 0,37 $\rightarrow$ 5	459	1 $\leftarrow$ 1,38 $\pm$ 0,92 $\rightarrow$ 5	24	5,23
16.P	<i>Terebellides stroemi</i>	32	0 $\leftarrow$ 0,07 $\pm$ 0,84 $\rightarrow$ 17	459	1 $\leftarrow$ 2,91 $\pm$ 4,83 $\rightarrow$ 17	11	2,40
17.C	Tanaidacea	29	0 $\leftarrow$ 0,063 $\pm$ 0,37 $\rightarrow$ 5	459	1 $\leftarrow$ 1,38 $\pm$ 1,07 $\rightarrow$ 5	21	4,58
18.P	<i>Glycera</i> sp.	27	0 $\leftarrow$ 0,059 $\pm$ 0,25 $\rightarrow$ 2	459	1 $\leftarrow$ 1,08 $\pm$ 0,28 $\rightarrow$ 2	25	5,45
19.C	<i>Sirpus zariquieyi</i>	24	0 $\leftarrow$ 0,052 $\pm$ 0,35 $\rightarrow$ 4	459	1 $\leftarrow$ 1,71 $\pm$ 1,07 $\rightarrow$ 4	14	3,05

Continúa en la pág. siguiente

de juveniles con pinzas débiles de aspecto intermedio entre *U. typica* y *U. pusilla*. Se tomó la solución de compromiso de agrupar a estos ejemplares dudosos en *U. typica*, con diferencia la especie más numerosa

Tabla 4.2: Abundancia, Intensidad y Prevalencia totales para las principales presas de breca (Continuación. Viene de pág anterior)

ref	Taxon presa	$\sum_{i=1}^n x$	Abundancia		Intensidad	m	Preval.
20.M	<i>Phaxas pellucidus</i>	24	0 $\leftarrow$ 0,052 $\pm$ 0,31 $\rightarrow$ 4	459	1 $\leftarrow$ 1,50 $\pm$ 0,82 $\rightarrow$ 4	16	3,49
21.C	Isopoda	22	0 $\leftarrow$ 0,048 $\pm$ 0,54 $\rightarrow$ 10	459	1 $\leftarrow$ 3,14 $\pm$ 3,34 $\rightarrow$ 10	7	1,53
22.T	Gobiidae (cf <i>Gobius</i> )	21	0 $\leftarrow$ 0,046 $\pm$ 0,52 $\rightarrow$ 9	459	1 $\leftarrow$ 3,50 $\pm$ 3,21 $\rightarrow$ 9	6	1,31
23.C	<i>Ebalia</i> sp.	20	0 $\leftarrow$ 0,044 $\pm$ 0,26 $\rightarrow$ 3	459	1 $\leftarrow$ 1,33 $\pm$ 0,62 $\rightarrow$ 3	15	3,27
24.M	<i>Nuculana</i> cf <i>fragilis</i>	17	0 $\leftarrow$ 0,037 $\pm$ 0,20 $\rightarrow$ 2	459	1 $\leftarrow$ 1,06 $\pm$ 0,25 $\rightarrow$ 2	16	3,49
25.C	Euphausiacea	15	0 $\leftarrow$ 0,033 $\pm$ 0,27 $\rightarrow$ 4	459	1 $\leftarrow$ 1,67 $\pm$ 1,00 $\rightarrow$ 4	9	1,96
26.E	Spatangoidea	15	0 $\leftarrow$ 0,033 $\pm$ 0,18 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	15	3,27
27.C	<i>Pagurus prideauxi</i>	12	0 $\leftarrow$ 0,026 $\pm$ 0,35 $\rightarrow$ 7	459	1 $\leftarrow$ 3,00 $\pm$ 2,71 $\rightarrow$ 7	4	0,87
28.P	<i>Melinna cristata</i>	12	0 $\leftarrow$ 0,026 $\pm$ 0,56 $\rightarrow$ 12	459	12	1	0,22
29.C	<i>Thysanopoda aequalis</i>	10	0 $\leftarrow$ 0,022 $\pm$ 0,42 $\rightarrow$ 9	459	1 $\leftarrow$ 5,00 $\pm$ 5,66 $\rightarrow$ 9	2	0,44
30.P	<i>Sternapsis scutata</i>	9	0 $\leftarrow$ 0,02 $\pm$ 0,15 $\rightarrow$ 2	459	1 $\leftarrow$ 1,12 $\pm$ 0,35 $\rightarrow$ 2	8	1,74
31.E	<i>Amphiura filiformis</i>	9	0 $\leftarrow$ 0,02 $\pm$ 0,14 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	9	1,96
32.P	<i>Ampharete acutifrons</i>	9	0 $\leftarrow$ 0,02 $\pm$ 0,38 $\rightarrow$ 8	459	1 $\leftarrow$ 4,50 $\pm$ 4,95 $\rightarrow$ 8	2	0,44
33.M	<i>Nucula sulcata</i>	8	0 $\leftarrow$ 0,017 $\pm$ 0,15 $\rightarrow$ 2	459	1 $\leftarrow$ 1,14 $\pm$ 0,38 $\rightarrow$ 2	7	1,53
34.M	<i>Abra alba</i>	8	0 $\leftarrow$ 0,017 $\pm$ 0,37 $\rightarrow$ 8	459	8	1	0,22
35.P	Pectinariidae	7	0 $\leftarrow$ 0,015 $\pm$ 0,12 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	7	1,53
36.T	<i>Lesueurigobius suerii</i>	7	0 $\leftarrow$ 0,015 $\pm$ 0,33 $\rightarrow$ 7	459	7	1	0,22
37.P	<i>Arabella geniculata</i>	7	0 $\leftarrow$ 0,015 $\pm$ 0,33 $\rightarrow$ 7	459	7	1	0,22
38.C	<i>Platysquilla eusebia</i>	6	0 $\leftarrow$ 0,013 $\pm$ 0,16 $\rightarrow$ 3	459	1 $\leftarrow$ 1,50 $\pm$ 1,00 $\rightarrow$ 3	4	0,87
39.P	Nepthyidae	6	0 $\leftarrow$ 0,013 $\pm$ 0,11 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	6	1,31
40.P	<i>Chloecia venusta</i>	6	0 $\leftarrow$ 0,013 $\pm$ 0,20 $\rightarrow$ 4	459	1 $\leftarrow$ 2,00 $\pm$ 1,73 $\rightarrow$ 4	3	0,65
41.C	Mysida	6	0 $\leftarrow$ 0,013 $\pm$ 0,11 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	6	1,31
42.E	Synaptidae	5	0 $\leftarrow$ 0,011 $\pm$ 0,10 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	5	1,09
43.P	<i>Laetmonice hystrix</i>	5	0 $\leftarrow$ 0,011 $\pm$ 0,10 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	5	1,09
44.C	<i>Liocarcinus depurator</i>	5	0 $\leftarrow$ 0,011 $\pm$ 0,19 $\rightarrow$ 4	459	1 $\leftarrow$ 2,50 $\pm$ 2,12 $\rightarrow$ 4	2	0,44
45.C	Ampeliscidae	5	0 $\leftarrow$ 0,011 $\pm$ 0,10 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	5	1,09
46.C	Caprellidae	5	0 $\leftarrow$ 0,011 $\pm$ 0,10 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	5	1,09
47.E	<i>Ophiura affinis</i>	5	0 $\leftarrow$ 0,011 $\pm$ 0,23 $\rightarrow$ 5	459	5	1	0,22
48.M	<i>Gari fervensis</i>	4	0 $\leftarrow$ 0,0087 $\pm$ 0,11 $\rightarrow$ 2	459	1 $\leftarrow$ 1,33 $\pm$ 0,58 $\rightarrow$ 2	3	0,65
49.C	<i>Nebalia</i> sp.	4	0 $\leftarrow$ 0,0087 $\pm$ 0,11 $\rightarrow$ 2	459	1 $\leftarrow$ 1,33 $\pm$ 0,58 $\rightarrow$ 2	3	0,65
50.P	Sigalionidae	4	0 $\leftarrow$ 0,0087 $\pm$ 0,093 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	4	0,87
51.P	<i>Aphrodita aculeata</i>	4	0 $\leftarrow$ 0,0087 $\pm$ 0,093 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	4	0,87
52.M	<i>Acanthocardium</i> sp.	4	0 $\leftarrow$ 0,0087 $\pm$ 0,093 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	4	0,87
53.M	<i>Chamelea gallina</i>	4	0 $\leftarrow$ 0,0087 $\pm$ 0,093 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	4	0,87
54.P	<i>Pherusa monilifera</i>	4	0 $\leftarrow$ 0,0087 $\pm$ 0,15 $\rightarrow$ 3	459	1 $\leftarrow$ 2,00 $\pm$ 1,41 $\rightarrow$ 3	2	0,44
55.M	<i>Parvocardium scabrum</i>	4	0 $\leftarrow$ 0,0087 $\pm$ 0,11 $\rightarrow$ 2	459	1 $\leftarrow$ 1,33 $\pm$ 0,58 $\rightarrow$ 2	3	0,65
56.M	<i>Parvocardium ovale</i>	4	0 $\leftarrow$ 0,0087 $\pm$ 0,11 $\rightarrow$ 2	459	1 $\leftarrow$ 1,33 $\pm$ 0,58 $\rightarrow$ 2	3	0,65
57.C	<i>Liocarcinus corrugatus</i>	4	0 $\leftarrow$ 0,0087 $\pm$ 0,11 $\rightarrow$ 2	459	1 $\leftarrow$ 1,33 $\pm$ 0,58 $\rightarrow$ 2	3	0,65
58.C	<i>Rissoides desmaresti</i>	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,081 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	3	0,65
59.M	<i>Tapes rhomboides</i>	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,081 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	3	0,65
60.P	<i>Labioleanira yhleni</i>	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,081 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	3	0,65
61.P	Maldanidae	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,081 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1 $\pm$ 0 $\rightarrow$ 1	3	0,65
62.M	<i>Caliptraea chinensis</i>	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,081 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	3	0,65
63.P	<i>Goniada</i> spp.	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,081 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	3	0,65
64.E	<i>Brissus unicolor</i>	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,081 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	3	0,65
65.T	<i>Callionymus</i> sp.	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,081 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	3	0,65
66.C	<i>Palaemon</i> o Pandalidae	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,081 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	3	0,65
67.P	<i>Glycinde nordmanni</i>	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,081 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	3	0,65
68.C	Apseudidae "pinza negra"	4	0 $\leftarrow$ 0,0087 $\pm$ 0,093 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	4	0,87
69.M	<i>Abra nitida</i>	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,14 $\rightarrow$ 3	459	3	1	0,22
70.P	<i>Hyalinoecia tubicola</i>	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,10 $\rightarrow$ 2	459	1 $\leftarrow$ 1,50 $\pm$ 0,71 $\rightarrow$ 2	2	0,44
71.P	Capitellidae	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,081 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	3	0,65
72.C	Flabellifera	3	0 $\leftarrow$ 0,0065 $\pm$ 0,081 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	3	0,65
73.P	<i>Lysidice ninetta</i>	2	0 $\leftarrow$ 0,0044 $\pm$ 0,066 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	2	0,44
74.M	<i>Callista chione</i>	2	0 $\leftarrow$ 0,0044 $\pm$ 0,066 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	2	0,44
75.M	Leptonidae	2	0 $\leftarrow$ 0,0044 $\pm$ 0,066 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	2	0,44

Continúa en la pág. siguiente



Tabla 4.2: Abundancia, Intensidad y Prevalencia totales para las principales presas de breca (Continuación. Viene de pág anterior)

ref	Taxon presa	$\sum_{i=1}^n x$	Abundancia		Intensidad	m	Preval.
76.C	Bopyridae cf <i>Orthione</i> sp	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
77.C	<i>Leucothoe incisa</i>	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
78.C	<i>Galathea cf intermedia</i>	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
79.T	<i>Apterichthus anguiformis</i>	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
80.T	Bothidae	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
81.M	<i>Antalis cf vulgaris</i>	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1±0→1	2	0,44
82.C	<i>Apeudes latreilli</i>	2	0 ←-0,0044± 0,093→ 2	459	2	1	0,22
83.C	<i>Nyctiphanes couchi</i>	2	0 ←-0,0044± 0,093→ 2	459	2	1	0,22
84.P	Phyllococidae	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
85.P	Chaetopteridae	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
86.C	<i>Maera</i> sp.	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
87.C	<i>Paguristes eremita</i>	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
88.E	<i>Ophiura ophiura</i>	2	0 ←-0,0044± 0,093→ 2	459	2	1	0,22
89.E	<i>Ocnus lacteus</i>	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1±0 →1	2	0,44
90.E	<i>Leptosynapta inhaerens</i>	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
91.P	<i>Glycera alba</i>	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
92.P	<i>Eunice vitatta</i>	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
93.S	<i>Golfingia elongata</i>	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
94.C	<i>Calcinus tubularis</i>	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
95.C	<i>Crangon crangon</i>	2	0 ←-0,0044± 0,066→ 1	459	1 ←-1,00±0,00→1	2	0,44
96.P	<i>Sthenelais boa</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
97.P	<i>Onuphis eremita</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
98.P	<i>Lumbrineris latreilli</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
99.P	<i>Glycera fallax</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
100.P	<i>Mastobranchus cf trinchesi</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
101.P	<i>Heteromastus cf filiformisi</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
102.P	<i>Proclea</i> sp.	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
103.C	<i>Iphinoe serrata</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
104.M	<i>Cerastoderma edule</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
105.M	<i>Laevicardium crassum</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
106.M	<i>Gari costulata</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
107.C	<i>Parthenope</i> spp.	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
108.M	<i>Lucinoma borealis</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
109.M	<i>Loligo cf vulgaris</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
110.T	<i>Cepola macrophthalma</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
111.P	Serpulidae cf <i>Protula</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
112.C	Copépodo (no parásito)	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
113.C	Paguridea 2 "ojo largo"	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
114.C	<i>Atelecyclus rotundatus</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
115.P	<i>Poecilochaetus serpens</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
116.P	<i>Nematonereis.unicornis</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
117.P	<i>Hyalinoecia fauveli</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
118.P	<i>Goniada maculata</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
119.M	<i>Ensis cf arquatus</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
120.C	<i>Ebalia cranchi</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
121.C	<i>Jaxea nocturna</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
122.E	<i>Amphiura chiajei</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
123.C	<i>Processa elegantula</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
124.C	<i>Xantho</i> sp.	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
125.C	<i>Diogenes pugilator</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
126.C	<i>Pontonia flavomaculata</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
127.C	<i>Leptomysis lyngvura</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
128.C	<i>Gastrosaccus sanctus</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
129.C	<i>Amphicteis gunneri</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
130.P	<i>Nereis fucata</i>	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22
131.P	<i>Chone</i> spp.	1	0 ←-0,0022± 0,047→ 1	459	1	1	0,22

Continúa en la pág. siguiente

Tabla 4.2: Abundancia, Intensidad y Prevalencia totales para las principales presas de breca (Continuación. Viene de pág anterior)

ref	Taxon presa	$\sum_{i=1}^n x$	Abundancia		Intensidad	m	Preval.
132.E	<i>Labidoplax digitata</i>	1	0 $\leftarrow$ 0,0022 $\pm$ 0,047 $\rightarrow$ 1	459	1	1	0,22
133.T	<i>Merluccius merluccius</i>	1	0 $\leftarrow$ 0,0022 $\pm$ 0,047 $\rightarrow$ 1	459	1	1	0,22
134.P	Sabellidae	1	0 $\leftarrow$ 0,0022 $\pm$ 0,047 $\rightarrow$ 1	459	1	1	0,22
135.P	Terebellini	1	0 $\leftarrow$ 0,0022 $\pm$ 0,047 $\rightarrow$ 1	459	1	1	0,22
136.E	<i>Holothuria</i> spp.	1	0 $\leftarrow$ 0,0022 $\pm$ 0,047 $\rightarrow$ 1	459	1	1	0,22
137.P	<i>Eunice siciliensis</i>	1	0 $\leftarrow$ 0,0022 $\pm$ 0,047 $\rightarrow$ 1	459	1	1	0,22
138.M	<i>Mangelia multileneolata</i>	1	0 $\leftarrow$ 0,0022 $\pm$ 0,047 $\rightarrow$ 1	459	1	1	0,22
<hr/>							
	Gebiidea y Axiidea (todos)	770	0 $\leftarrow$ 1,68 $\pm$ 3,15 $\rightarrow$ 19	459	1 $\leftarrow$ 3,96 $\pm$ 3,78 $\rightarrow$ 19	195	42,48
	Braquiuros (todos)	281	0 $\leftarrow$ 0,62 $\pm$ 1,75 $\rightarrow$ 28	459	1 $\leftarrow$ 2,07 $\pm$ 2,69 $\rightarrow$ 28	137	29,85
	Anomuros (todos)	65	0 $\leftarrow$ 0,14 $\pm$ 0,55 $\rightarrow$ 7	459	1 $\leftarrow$ 1,51 $\pm$ 1,10 $\rightarrow$ 7	43	9,37
	Bivalvos (todos)	418	0 $\leftarrow$ 0,98 $\pm$ 3,09 $\rightarrow$ 37	459	1 $\leftarrow$ 3,21 $\pm$ 4,92 $\rightarrow$ 37	140	30,50
	Cefalópodos (todos)	12	0 $\leftarrow$ 0,011 $\pm$ 0,10 $\rightarrow$ 1	459	1 $\leftarrow$ 1,00 $\pm$ 0,00 $\rightarrow$ 1	5	1,09
	Equinodermos (todos)	179	0 $\leftarrow$ 0,16 $\pm$ 0,50 $\rightarrow$ 6	459	1 $\leftarrow$ 1,25 $\pm$ 0,73 $\rightarrow$ 6	60	13,07
	Teleósteos (todos)	63	0 $\leftarrow$ 0,17 $\pm$ 0,69 $\rightarrow$ 9	459	1 $\leftarrow$ 1,46 $\pm$ 1,51 $\rightarrow$ 9	52	11,33
	Poliquetos Errantia (todos)	195	0 $\leftarrow$ 0,66 $\pm$ 3,41 $\rightarrow$ 63	459	1 $\leftarrow$ 2,41 $\pm$ 6,20 $\rightarrow$ 63	126	27,45
	Poliquetos Sedentaria (todos)	129	0 $\leftarrow$ 0,25 $\pm$ 1,20 $\rightarrow$ 18	459	1 $\leftarrow$ 2,17 $\pm$ 2,88 $\rightarrow$ 18	54	11,76
	Peracarida (todos)	134	0 $\leftarrow$ 0,35 $\pm$ 1,01 $\rightarrow$ 11	459	1 $\leftarrow$ 1,75 $\pm$ 1,63 $\rightarrow$ 11	92	20,04

La figura 4.2 muestra como evoluciona el consumo de las principales presas a lo largo de la vida del pez. A pesar de su importancia, ni *Goneplax* ni *Alpheus* forman parte de la dieta de los juveniles; el cangrejo no apareció en peces de menos de 12,5cm de talla total y el camarón sólo a partir de 15,5cm (*Upogebia* en cambio es consumida desde los 7,1cm de talla). Dada la naturaleza como predador de pequeños peces de *Alpheus*, es probable que no sea seguro tratar de capturarlos antes, aunque la presencia de *Terebellides ströemi* en peces desde 9 cm de talla los sitúe en el mismo hábitat que ellos desde mucho antes. Los peces de menos de 22 cm evitan igualmente a otros crustáceos predadores peligrosos como la galera *Rissoides desmaresti* o los cangrejos *Liocarcinus depurator* y *Liocarcinus corrugatus*.

Otra especie importante que tampoco forma parte de la dieta de los juveniles es la almeja *Corbula gibba* (Myoida, Corbulidae), indicadora de fondos fangosos alterados (contaminados con materia orgánica y a menudo con piedras y restos de conchas) que coloniza rápidamente gracias a su fecundidad y capacidad para soportar aguas turbias con poco oxígeno [311, 238, 459]. Probablemente sólo los mayores peces poseen mandíbulas con suficiente potencia para poder acceder a ese recurso con regularidad y es con-

sumida fundamentalmente a partir de los 22,7 cm de talla de pez (Fig. 4.2).

La estacionalidad de las presas se muestra en las figuras 4.3 y 4.4. Los camarones fantasma migran durante el verano y se concentran en grandes densidades para su reproducción [260], momento que coincide aproximadamente con el descenso en la prevalencia de estas presas principales y el aumento de varias presas secundarias para reemplazar a su presa principal. En Grecia, el reclutamiento de nuevos juveniles de *Upogebia pusilla* se produce en tres momentos del año: Febrero-Marzo, Agosto y Octubre-Diciembre [119]. La dieta de la breca en Mazarrón presenta dos picos de prevalencia anual de *Upogebia* en Febrero y Septiembre coincidiendo aproximadamente con el momento en que los camarones juveniles empiezan a establecerse en el fondo y son más vulnerables. Con túneles que una vez terminados pueden alcanzar los 80 cm [119], es razonable asumir que los camarones adultos están mucho mejor protegidos y que sólo los peces de mayor tamaño son capaces de desenterrarlos y consumirlos.

Otras presas principales presentan una estacionalidad aún más acusada. *Corbula gibba*, *Processa* spp. y *Nucula nucleus* son ignoradas o consumidas en escasa cantidad durante la mayor parte del año, aumentando

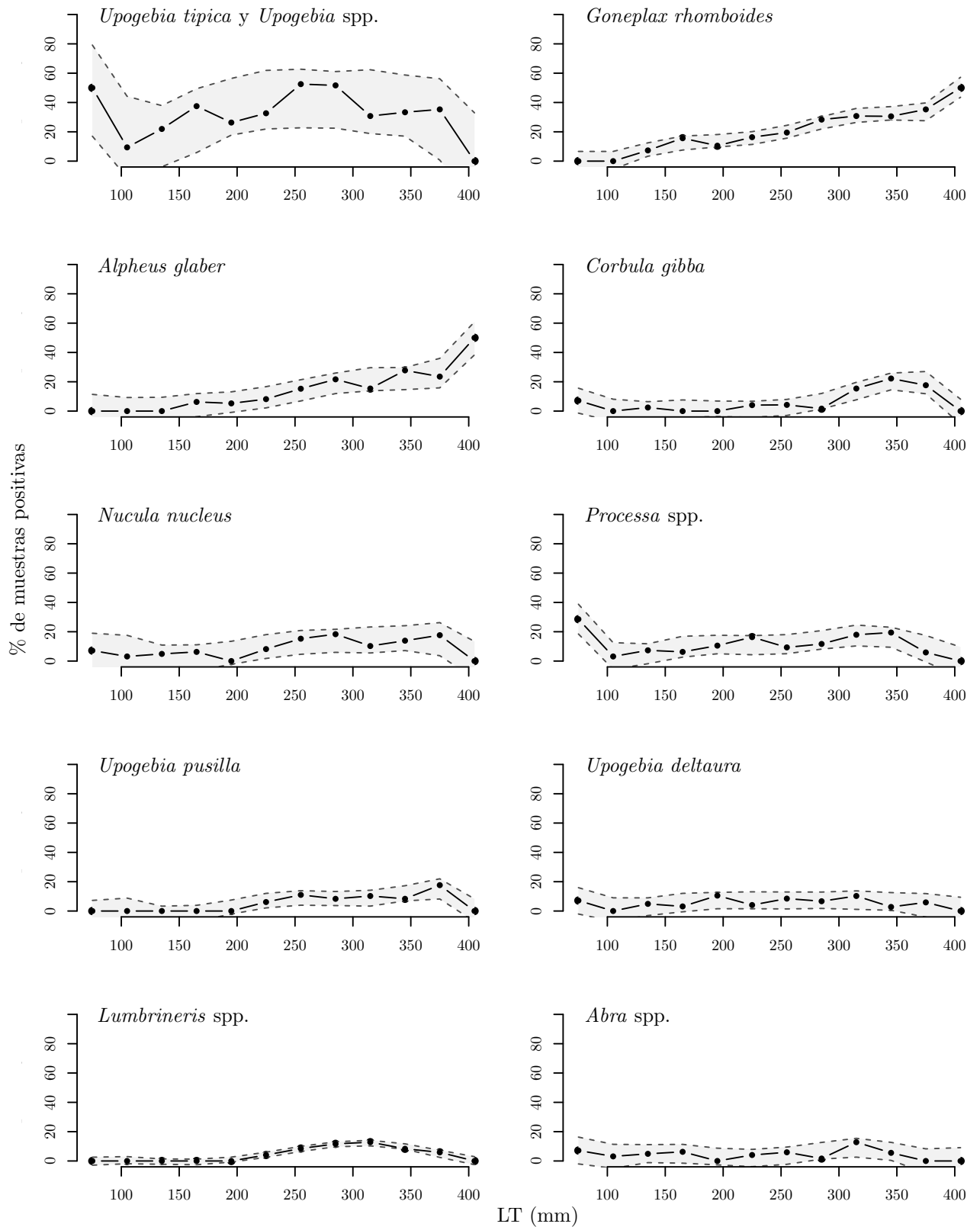


Figura 4.2: Prevalencia de las principales presas de *Pagellus erythrinus* en Mazarrón según la longitud total del pez. (zonas grises: intervalos de confianza 95%).

bruscamente su consumo a finales del verano. Los contenidos estomacales de Septiembre fueron típicamente voluminosos y ricos en especies nuevas de pequeño tamaño, apareciendo junto a las presas habituales. Esto sugiere que los peces intentan comer todo lo posible, incluyendo presas subóptimas, para acumular reservas de cara al ayuno invernal.

La DIETA INVERNAL de los peces de más de un año se analiza en la figura 4.5. Tanto en ésta como en las figuras siguientes se toma como valor de corte los 17,3 cm de talla para separar los alevines del resto <sup>4</sup>. Las especies que aparecieron a menudo juntas en los estómagos se representan próximas y el color de su etiqueta refleja su abundancia. <sup>5</sup>

Las “arenas fangosas” aparecen por debajo de los 50m, lo que lo clasifica en el grupo de ecosistemas de fango profundo. Presentan sedimento muy fino y estable y están caracterizadas por tener altas densidades de las ofiuras *Amphiura filiformis* y *A. chiajei* [459]. En esta zona son muy abundantes dos crustáceos claves para la breca (*Goneplax* y *Alpheus*), así como la almeja amante del fango *Nucula sulcata*, los poliquetos *Terebellides ströemi*, *Nephtys* o *Lumbrineris* encontrados también en la dieta [311]. Eso explica también que los pequeños *Lumbrineris* sean consumidos únicamente por brechas grandes (Fig. 4.2). Otra especie asociada a *Goneplax* es la holoturia *Labidoplax digitata*.

En zonas menos profundas y más expuestas la corriente lava el fango y sedimento fino, aumentando el porcentaje de arena. Estas condiciones son las preferidas por la almeja *Nucula nucleus* (Taxodonta, Nuculidae). Si la corriente aumenta aparece una comunidad de “arenas gruesas” caracterizada por el erizo irregular *Spatangus purpureus* [311]. El estado de nuestro material no permitió confirmar el género *Spatangus*, pero sí el grupo “spatangoidea” que apareció estrechamente asociado a *N. nucleus* en ambos semestres. Otra especie asociada a esta zona fue la galera *Rissoides desmaresti*. En la Fig. 4.5 el aumento de arena está asociado a temperaturas superficiales más altas que el caso anterior (más cerca de la primavera).

Al mezclarse el sedimento con detritus aparecen otros tipos de comunidades. Las vainas transparentes del gusano tubícola errante *Hyalinoecia tubicola* indican sedimento estable bastante profundo con grava y

cascajo (restos de conchas) [166], y cuando el fondo por el contrario ha sido alterado por los arrastreros y contaminado por materia orgánica se forman colonias muy densas de *Corbula gibba* [459, 238] asociadas en la figura a *Ophiura affinis*, la holoturia *Ocnus lacteus* (de fondos con conchas desde los 15m [271]), la almeja *Gari fervensis* (Gariferv) y el poliqueto *Poecilochaetus serpens* (Pserpens), indiferente al fondo, pero que prefiere lodo a partir de los 10m de profundidad [321].

Los ecosistemas circalitorales pueden revelarse por la presencia de algunos poliquetos. *Sternapsis scutata* aparece asociado a *Hyalinoecia fauveli* entre “Portunigena” y *Processa* e indica comunidades de “Fango Terrígeno circalitoral”, un tipo de limo arcilloso entre *Posidonia* o piedras originado por depósitos de suelo y lodo terrestres [321, 458]. El hecho de que el grupo de camarones *Processa* spp. esté más asociado en el semestre frío tanto a estos poliquetos como a *Arabella geniculata* (propio de algas [166]) sugiere que incluye fundamentalmente a especies de zonas someras asociadas a praderas submarinas como *P. elegantula*. La holoturia *Leptosynapta inhaerens* de arena fangosa hasta 50m [271] aparece también asociada a este grupo y otras especies de *Processa* de aguas más profundas son abundantes también en esa zona. Sospechamos que nuestras muestras incluyen también a *Processa canaliculata* o *P. robusta* pero no pudieron confirmarse con certeza debido a su estado.

Nuestros datos sugieren que la breca apenas frecuenta los ecosistemas rocosos circalitorales. Algunas especies asociadas a detritus de gran tamaño y rocas se agrupan en la Fig. 4.5 en dos colas que salen respectivamente desde el centro hacia arriba y a la izquierda. Ambas están relacionadas por una temperatura similar y alta para el semestre, en torno a 17° C. Aparte del ya mencionado gusano tubícola errante de fango detrítico profundo, podemos observar dos especies de roca somera asociada a algas de *Padina pavonia* (el ermitaño *Calcinus tubularis* y el poliqueto *Lysidice nincta*) [166], dos poliquetos errantes, uno de arena somera fina y muy fina (*Glycinde nordmanni*) [321] y el otro indiferente a sustrato y profundidad que suele asociarse a lodo (*Glycera alba*) [321] y un poliqueto sedentario del coralígeno y céspedes someros de *Cymodocea* (*Pherusa monilifera*) [459]. Estos grupos podrían reflejar una mayor actividad cazadora y movilidad al entrar la

<sup>4</sup>Valor que hemos estimado anteriormente como crecimiento medio en Mazarrón al año de edad (Fig. 3.4 en pág 65)

<sup>5</sup>Rojo o azul para las dominantes, negro para las comunes y tonos de gris mas claro cuanto mas rara sea la presa

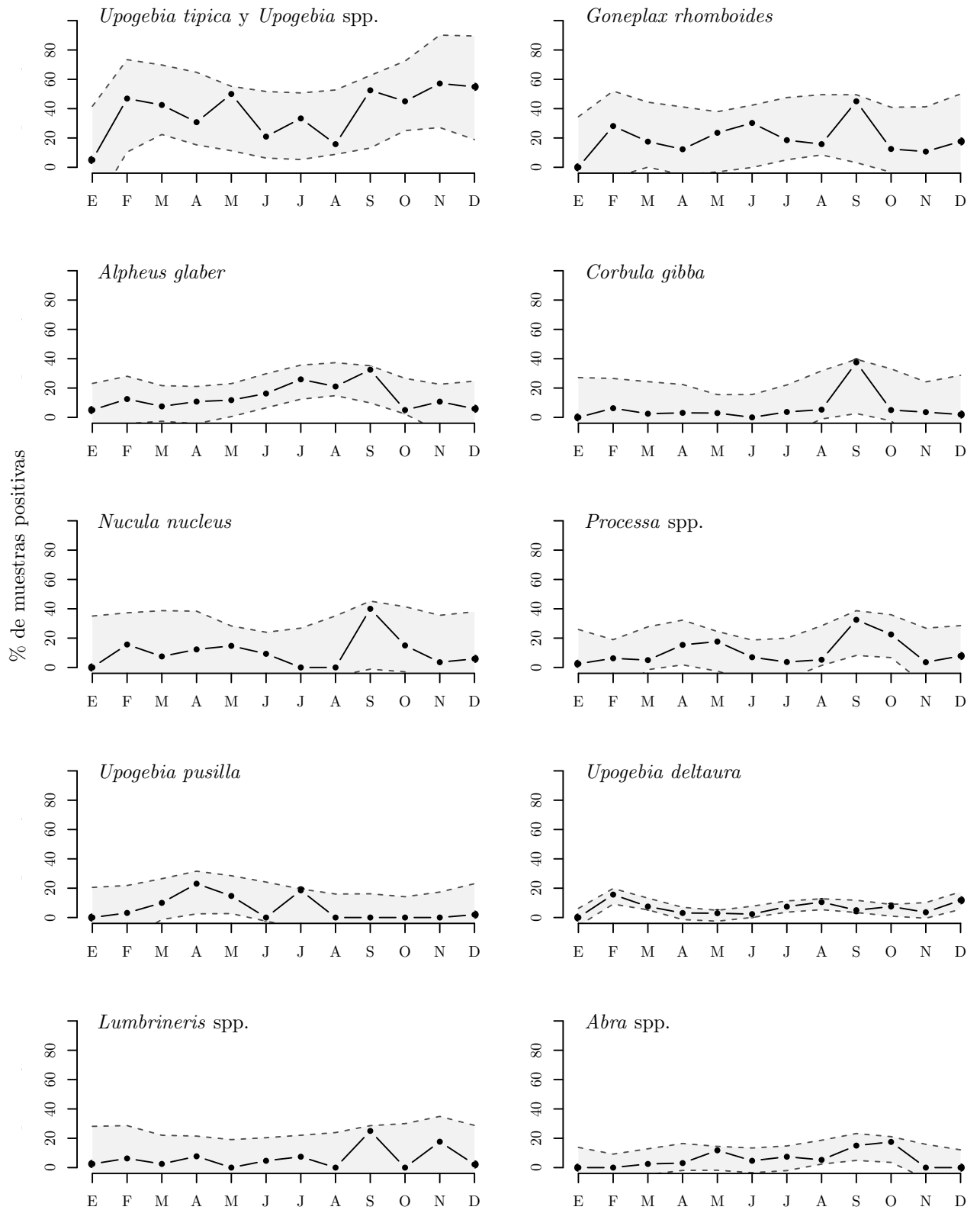


Figura 4.3: Prevalencia mensual de las principales presas de *Pagellus erythrinus* en Mazarrón (zonas grises: intervalos de confianza 95%).



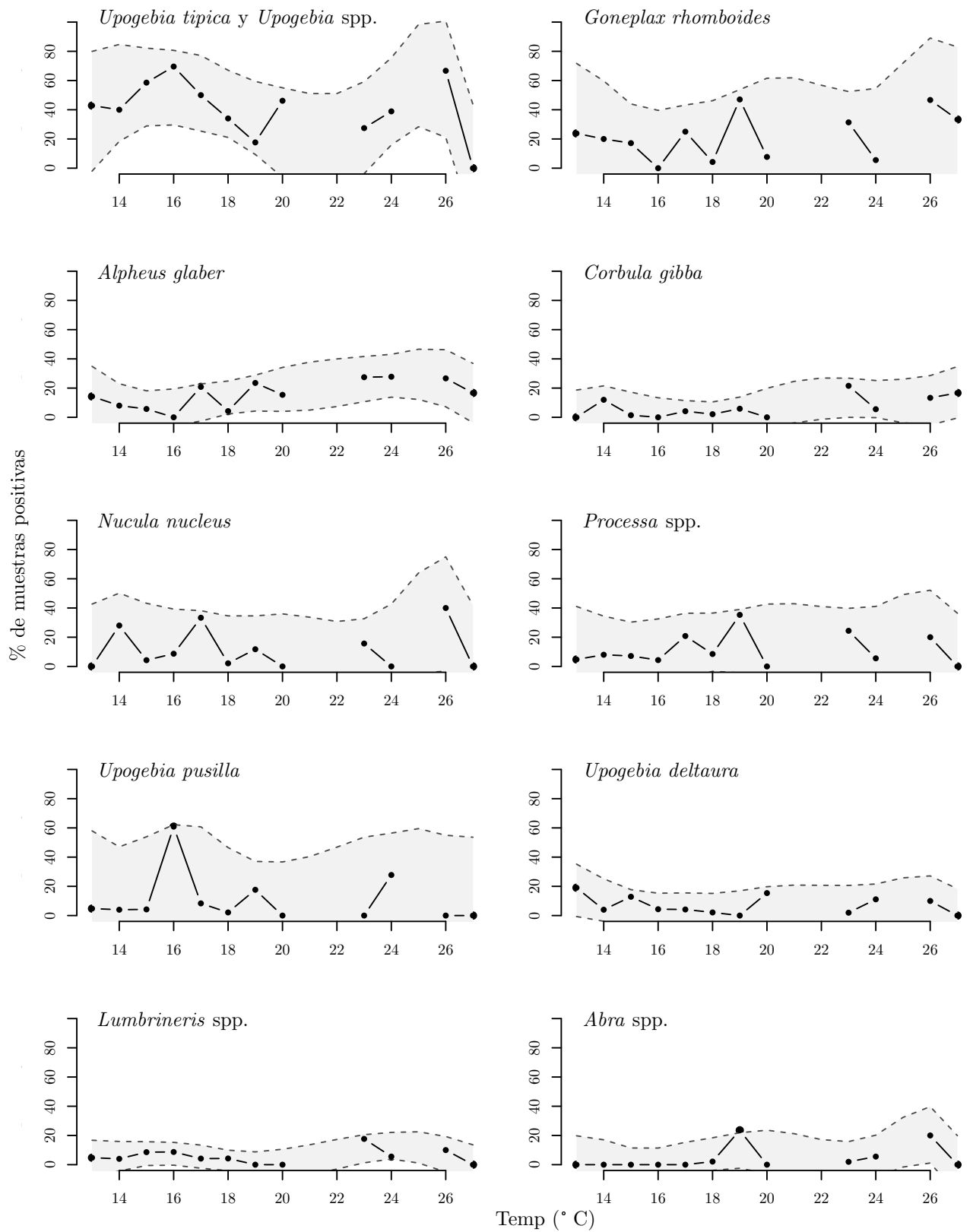


Figura 4.4: Prevalencia de las principales presas de *Pagellus erythrinus* en Mazarrón según la temperatura superficial del agua. (zonas grises: intervalos de confianza 95%).

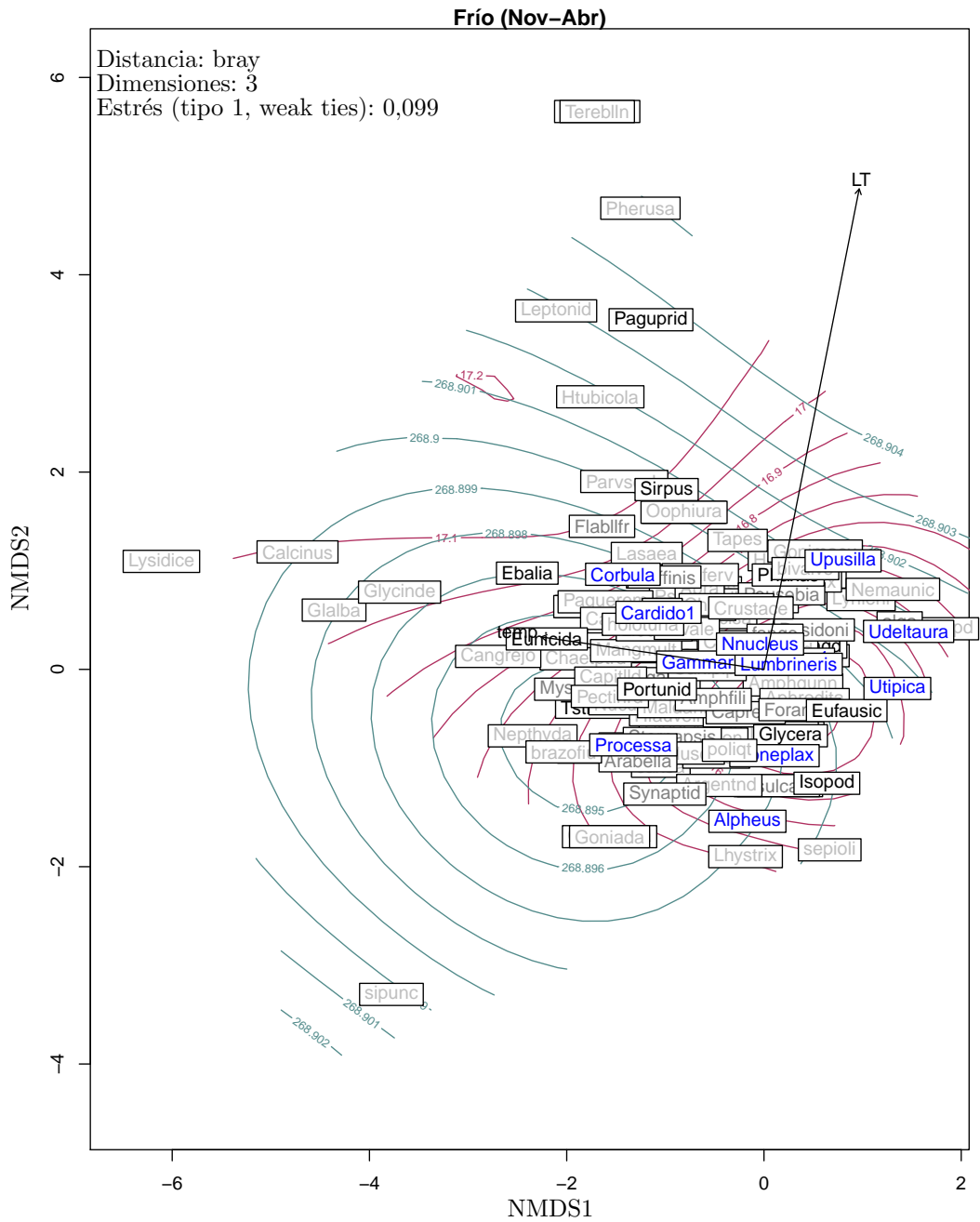


Figura 4.5: Ordenación (NMDS) de la dieta de brechas de más de 173 mm de talla (un año de edad al menos) en el semestre frío. La dirección general de los gradientes de talla y temperatura se muestra con vectores de longitud proporcional a la correlación entre variable y datos. Las especies más frecuentes están encima (Véase texto).

primavera, visitando tanto aguas someras como profundas.

Para acabar mencionaremos a dos valores extremos atípicos. El grupo “sipunc” incluye gusanos no segmentados sin quetas de difícil identificación (sipunculidos, platelmintos o nemertinos). Es un cajón de sastrería muy general que podemos ignorar sin mayor problema (tampoco se ha incluido en la tabla). El otro valor extremo es para el gusano de fuego *Chloeia venusta*, que no se muestra en la figura al caer muy lejos del rango representado. La muestra claramente anómala constaba de un estómago limpio salvo por un gusano de gran tamaño que se había defendido con sus arpones venenosos dejando el paladar del pez como un alfilerero. La breca llevaba ayunando cierto tiempo (el intestino apareció totalmente limpio) y probablemente en condiciones normales habría ignorado a esta presa.

La DIETA ESTIVAL (Fig. 4.6) fue más diversa que la invernal, con un índice medio de Shannon de  $1,12 \pm 0,65$  frente al  $0,88 \pm 0,68$  invernal (diversidad máxima: 2,57 y 2,68 respectivamente). Las especies encontradas únicamente en dicho semestre se muestran en rojo en la Tabla 4.2 (las exclusivas del semestre frío se indican en azul). Al igual que en la figura anterior los tres camarones fantasma aparecen agrupadas entre sí, asociados al mosaico de praderas submarinas vivas y muertas (presencia de arena y fibras secas de *Posidonia*) y separados del fango profundo. La especie de arena fangosa somera *Upogebia pusilla* aparece asociada a colmillos de mar (*Antalis*) y berberechos (*Cerastoderma edule*) y al parásito *Orthione* (sugiriendo que es su especie hospedadora). Es destacable también la ausencia del poliqueto de arena fangosa *Nematonereis unicornis* [166] que aparecía asociado a *U. pusilla* y *U. deltaura* en el semestre frío (Fig. 4.5, Nemaunic).

Otras especies interesantes cercanas son los restos de foraminíferos y el cangrejo *Atelecyclus rotundatus* (parcialmente tapados por pagurideo1) y la almeja *Lucinoma borealis* (asociada a *U. tipica*) propios de “arenas gruesas” en las zonas con mayor corriente [311]. Como era esperable, *Nucula nucleus* y “Spatangoidea” aparecieron juntos y relativamente cerca, aunque asociados a algunas especies de arena fangosa como la almeja *Gari costulata* y el poliqueto *Glycera fallax*.

En la zona superior aparecen varios poliquetos de zonas protegidas poco profundas. Algunos son indicadores del “detrítico costero” (*Onuphis eremita*, *Laet-*

*monice hystrix*) caracterizado por fondos someros con alto porcentaje de fango, guijarros, conchas y raíces de posidonia muertas, y escasa arena y otros preferen arenas fangosas superficiales y limo negro (*Lumbrineris latreilli* “Lumblatr”) [166, 321, 458]. Estos fondos limosos y arenofangosos litorales pueden presentar también cierta cobertura vegetal de céspedes de *Zoostera* y praderas submarinas. Varias especies de estos hábitats están agrupadas entre los cangrejos *Sirpus* y “Portunidae” como *Melinna cristata*, propia de *Zoostera* [458]; los poliquetos indicadores de arenas fangosas contaminadas *Mastobranhus* y *Heteromastus*; el poliqueto *Sthenelais boa*, de arenas someras de grano fino y medio con algo de fango entre *Posidonia* y *Zoostera* [166, 321] o el cangrejo *Sirpus zariquieyi*, que busca cobijo entre la *Posidonia* [524].

Poco que añadir respecto a las comunidades de fango arenoso profundo salvo por la ausencia en verano de algunos indicadores de las zonas estables más profundas, como *Amphiura chiajei*, *Pagurus prideauxi* y *Hyalinoecia tubicola* y la asociación entre *Corbula* y *Amphiura filiformis*.

Finalmente, en verano aparecen especies propias de “arenas someras”, como las almejas del género *Acanthocardium*, el erizo irregular *Brissus unicolor* [271] o los gusanos de la familia *Pectinariidae* (Pectnrd) [459]. El eje X en la dieta estival estaría relacionado por tanto con la proporción entre fango y arena (más fango al acercarnos al origen de coordenadas, y NMDS2 reflejaría de nuevo la homogeneidad y grosor de las partículas de sedimento (más heterogéneo al aumentar Y).

La dieta de los peces de menos de un año de edad fue más homogénea y con menos especies que la de los peces adultos. Pueden remarcarse la presencia de pequeños crustáceos como eufausiáceos, isópodos, gusanos y anfípodos Ampeliscidae capturados probablemente cerca de las praderas submarinas en verano y la baja diversidad de la dieta invernal. Aunque algunos peces como *Cepola macrophthalmia* o el anomuro *Galathea cf. intermedia* fueron ingeridos en verano pueden destacarse igualmente la ausencia de numerosos bivalvos, peces y crustáceos de las especies más robustas.

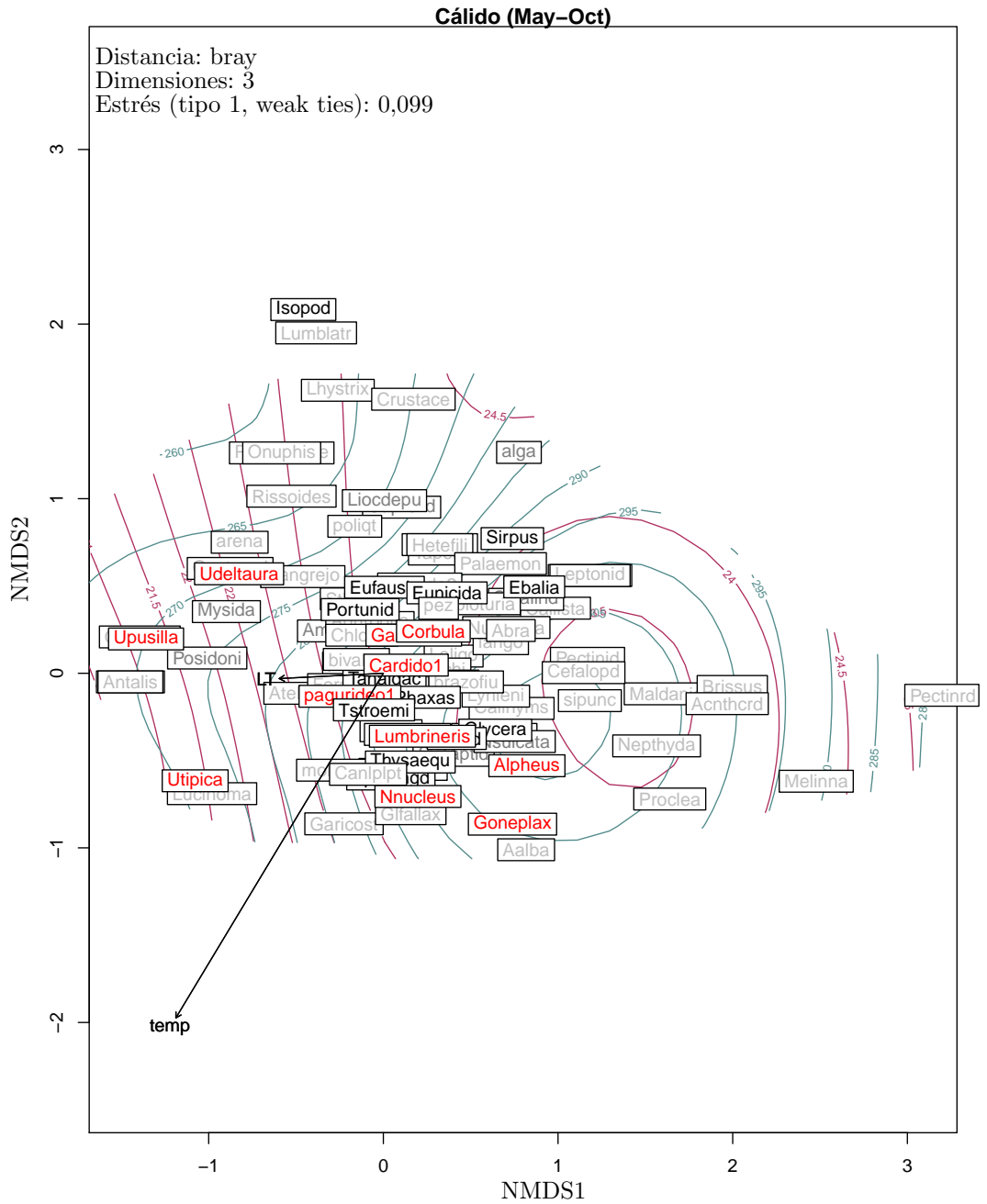


Figura 4.6: Ordenación (NMDS) de la dieta de brechas de más de 173 mm de talla (un año de edad al menos) en el semestre cálido. La dirección general de los gradientes de talla y temperatura se muestra con vectores de longitud proporcional a la correlación entre variable y datos. Las especies más frecuentes están encima (Véase texto).

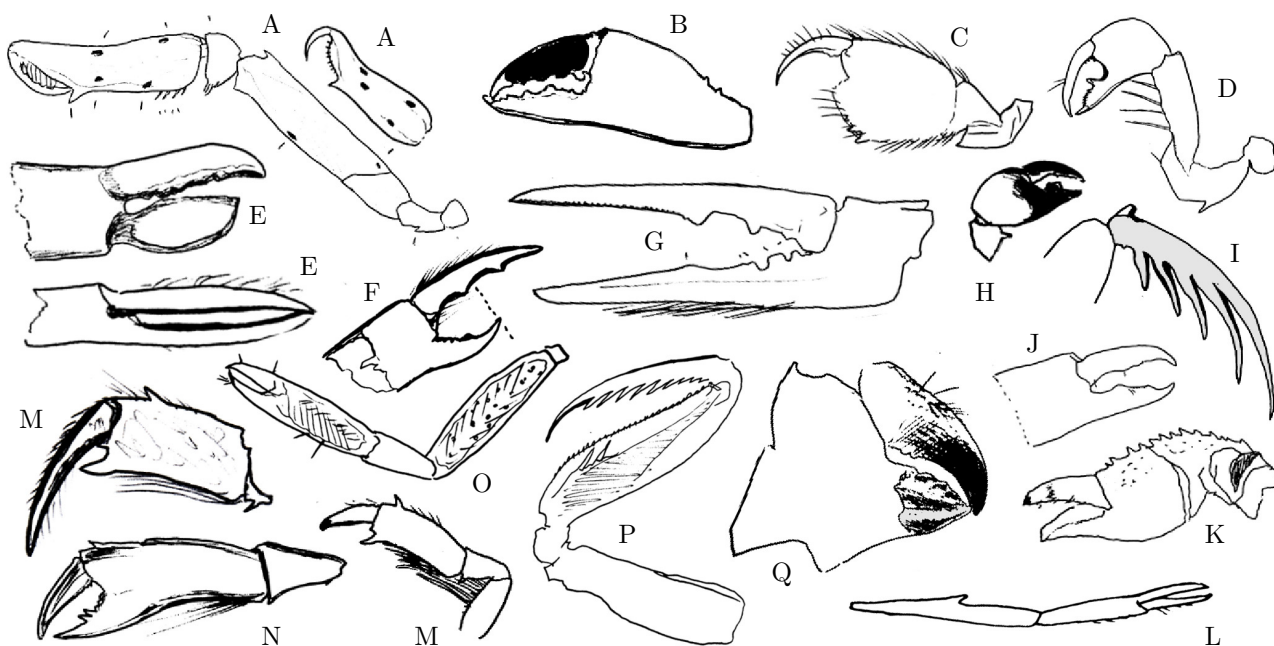


Figura 4.7: Quelas de crustáceos depredados por *P. erythrinus* de la bahía de Mazarrón. A) *Crangon crangon*. B) *Goneplax rhomboides*. C) *Maera* spp. D) Apseudidae cf *Apseudes*. E) *Alpheus glaber*. F) *Upogebia pusilla*. G) *Jaxea nocturna*. H) Apseudidae. I) *Rissoides desmaresti*. J) *Diogenes pugilator*. K) *Paguristes eremita*. L) *Galathea* cf *intermedia*. M) *Upogebia tipica*. N) *Upogebia deltaura*. O) *Processa elegantula*. P) *Platysquilla eusebia*. Q) *Atelecyclus rotundatus* (propodio roto)

#### 4.3.3. Especies ausentes, accidentales y raras

Aunque a los ejemplares aislados se les suele considerar presas accidentales (consumidas por error) no siempre pueden descartarse como parte de la dieta. *Processa elegantula* es un ejemplo de este grupo de falsos accidentales. La mayor parte de los ejemplares de esta especie estarían incluidos el grupo superior *Processa* sp. por estar demasiado dañados. Muchos poliquetos y crustáceos requirieron un estado de conservación excepcionalmente bueno para poder confirmar la especie y eso hace que parezcan más raros de lo que son en realidad.

Las especies asociadas a *Upogebia*, bien sea porque se refugian en sus túneles como los bivalvos comensales Limidae o Leptonidae o el crustáceo *Nebalia*, o bien porque las parasiten viviendo bajo su cefalotórax, como el Bopyridae conferido a *Orthione*, sí se consideran accidentales. *Nereis fucata* por su parte es comensal de los ermitaños viviendo dentro de la concha que ocupan.

<sup>6</sup>Sospechamos su presencia en un estómago con mucho mucílago asociado a *Pagurus prideauxi* pero no pudo confirmarse

La cantidad de especies raras que no se detectan en un muestreo por azar a pesar de estar presentes puede estimarse mediante métodos estadísticos [457, 367]. Una vez retirados los grupos generales y aquellos que podían estar duplicados (como “cangrejo” o *Processa* spp.) el método Bootstrap estimó un número total de  $164 \pm 5$  especies en la dieta, mientras que Chao y Jackknife dieron respectivamente estimas de  $199 \pm 21$  y  $194 \pm 8$  especies. Se considera que Bootstrap es el más fiable cuando el número de muestras es elevado [457] y de hecho presentó el menor error estándar de los tres. Sería esperable por tanto encontrar un único ejemplar de entre 20 y 30 especies nuevas si se aumentara el esfuerzo de muestreo, aunque la dieta real no variaría significativamente con ello. Entre ellas podrían estar la anémona *Adamsia palliata*,<sup>6</sup> el cangrejo *Calappa granulata*, ingerido ocasionalmente por breca en otras zonas [379, 162] pero no encontrado en Mazarrón a pesar de ser común en fondos de cascajo entre 100 – 150 m, o *Pestarella* spp., que es una presa principal de la breca en el mediterráneo francés [431]. Otra especie común y asociada a menudo a tubos de *Upogebia* y



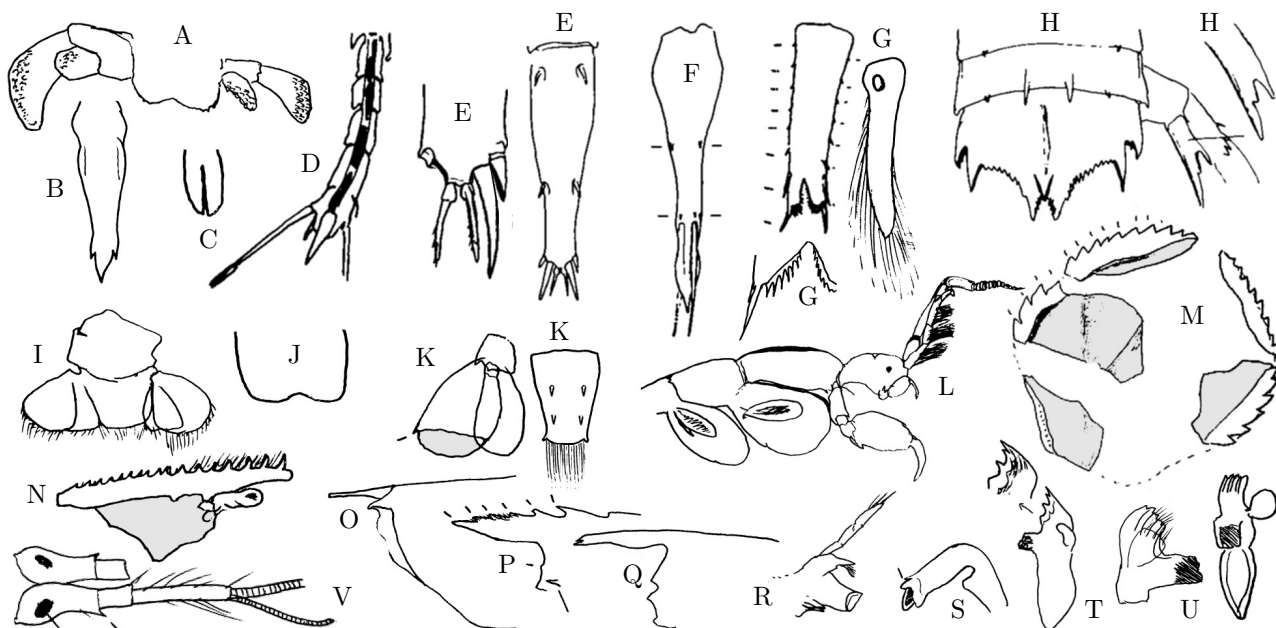


Figura 4.8: Restos de crustáceos depredados por *P. erythrinus* en la bahía de Mazarrón.

A-K) **Telson y urópodos:** A) *Pagurus prideauxi*. B) Eufausiáceo. C) Gammarido. D) Cumáceo. E) *Processa* spp. F) *Thyssanopoda aequalis*. G) *Gastrosaccus sanctus*. H) *Rissoides desmaresti*. I) *Upogebia deltaura*. J) *U. tipica*. K) *Alpheus glaber*. L-Q) **Rostrós:** L) Caprellidae. M) *Atelecychus rotundatus*. N) *Upogebia deltaura*. O) *Alpheus glaber*. P) *Hypolittidae* o *Lysmata*. Q) *Processa* spp. R-U) **Mandíbulas:** R) *Aapseudes latreilli*. S) *Processa* spp. T) *T. aequalis*. U) *Alpheus glaber*. V) Antenas de *Upogebia tipica*

*Alpheus* pero ausente en las muestras es *Bonellia viridis* [448]. Es posible o bien que su toxicidad evite su consumo por parte de la breca, o que simplemente no hayamos sido capaces de identificar sus restos en los estómagos.

Aunque una estima preliminar sugiere que al menos un 70% del peso total medido para las presas podría estar aportado por la terna *Upogebia/Goneplax/Alpheus*, este trabajo no incluye un análisis detallado de importancia relativa (IRI) de las presas, por dos razones: En primer lugar porque la importancia relativa de las presas no es un dato tan relevante en acuicultura como en pesca u otras disciplinas. Se asume que los peces no van a ser criados con una proporción cuidadosamente medida de diferentes presas vivas naturales, sino con pienso diseñado en un laboratorio. El primer paso para crear un pienso para breca es evidentemente saber lo que come en estado salvaje, pero el proceso completo conlleva un estudio nutricional y bioquímico mucho más detallado y que cae fuera de los objetivos de éste trabajo. Mientras la breca crezca adecuadamente con pienso diseñado para dorada o lubina (como parece que ocurre) es improba-

ble que ese estudio se lleve a cabo. A lo sumo podrían perfeccionarse algunos aspectos concretos como la incorporación de carotenos, etc.

El segundo motivo es que los datos obtenidos para el peso no fueron fiables. Aunque se registraron los pesos de las presas menos estropeadas siempre que fue posible, su diferente velocidad de degradación obstaculiza cualquier comparativa entre ellas. Las partes blandas de poliquetos y bivalvos se desintegraron con gran rapidez. Los primeros además se rompen en trozos y en los segundos todo lo que pudo registrarse fue el peso de la concha, la parte indigerible. No hay por tanto registros del peso de las partes blandas de estas especies que comparar con el resto.

Detectar la mayor cantidad posible de enlaces tróficos sin embargo es mucho más importante para nuestro enfoque al permitirnos comprender mejor a sus parásitos. Cada episodio de predación implica la posibilidad de transmitir patógenos y el efecto sobre la acuicultura de consumir una presa rara puede ser tan importante como el de consumir 50 ejemplares de una presa común. De hecho podría ser incluso mayor ya que cuan-

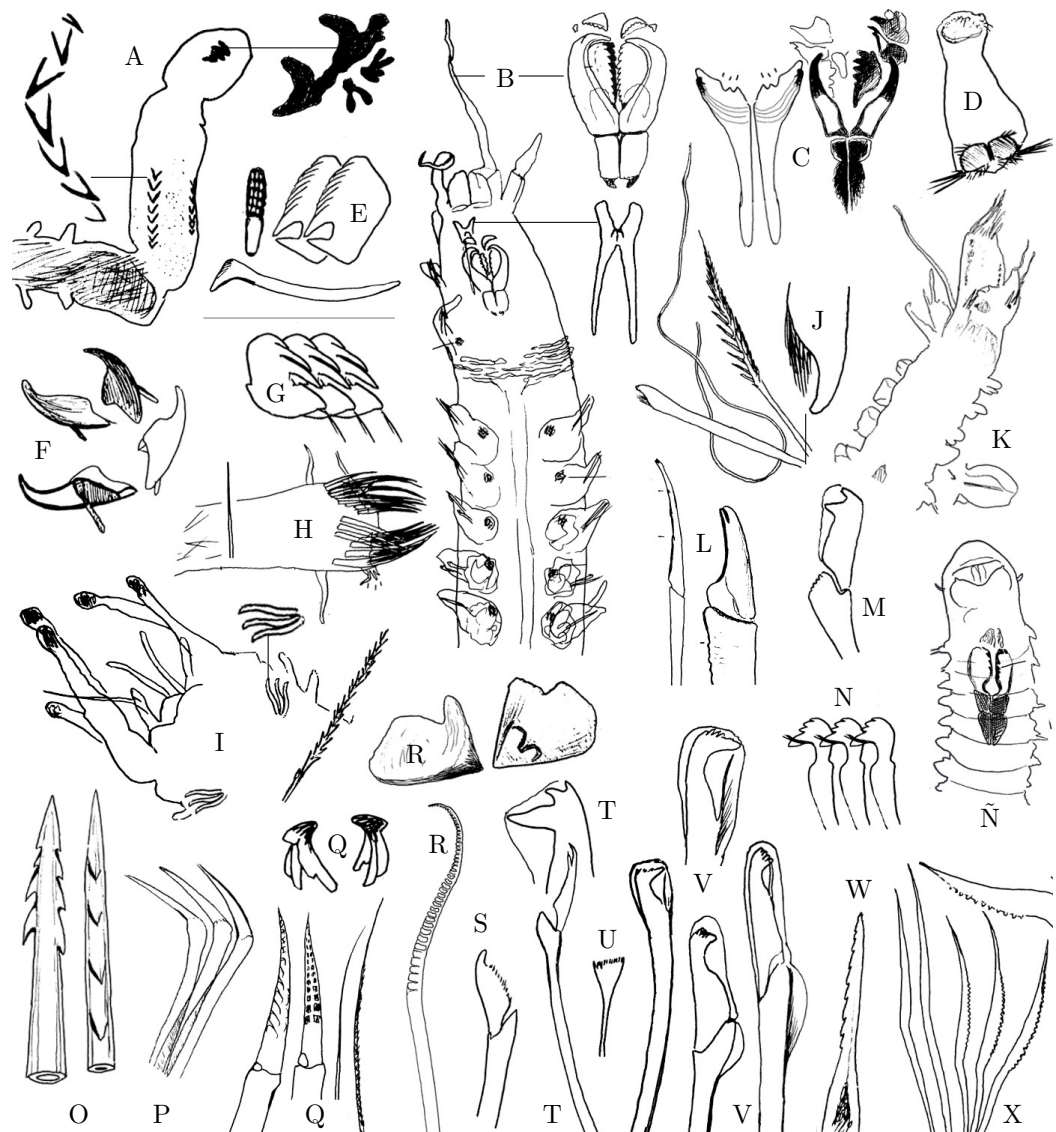


Figura 4.9: Restos de algunos poliquetos depredados por *Pagellus erythrinus* en Mazarrón.

A) *Goniada maculata* con la trompa evertida y mostrando los tres grupos de paragnatos. B) vista general de *Hyalinoecia tubicola*, los detalles muestran la mandíbula y el labro. C) Labro y mandíbula de *Lumbriconeris latreilli*. D) *Sternapsis scutata*. E) Sedas avicularia cortas con dientes en varias filas de zona posterior de *Chone* spp. Tumbada se muestra una avicularia larga de la zona anterior. F) Mandíbula cuádruple de *Glycera* spp. G) Avicularias cortas posteriores de *Terebellides ströemi*. H) Pectinariidae con dos peines de sedas doradas planas en cabeza. I) *Pocillochaetus serpens* con acículas cortas en 'S' y seda plumosa posterior J) Sedas de *Aphrodite aculeata* con acícula característica, seda bilimbada plumosa y capilares largas. K) Sigalionidae. L) Sedas compuestas de *Sthenelais boa*. M) Seda compuesta anterior de *Nematonereis unicornis*. N) Avicularias barbadas de Maldanidae. Ñ) Extremo anterior de *Eunice siciliensis* (sedas limbadas y sin sedas pectinadas). O) Arpones huecos de *Laetmonice hystrix*, P) Acículas anteriores "en piolet" de *Terebellides ströemi*. Q) Mandíbulas y sedas pilosas de *Neoleanira tetragona*, R) Mandíbulas cónicas y seda típica de Nephthyidae. S) Seda compuesta de *Nereis fucata*. T) Seda amarilla en capuchón (acabado en tres dientes) de *Eunice vitatta*. Debajo se muestra una seda compuesta de la zona posterior. U) Seda pectinada de *Hyalinoecia*. V) Sedas en capuchón de *Lumbriconeris latreilli*. W) Arpones dentados de parapodo dorsal de *Chloeia venusta* acompañando a cirro filiforme violeta. X) Sedas geniculadas dentadas "en cimitarra" conferidas a *Proclea*

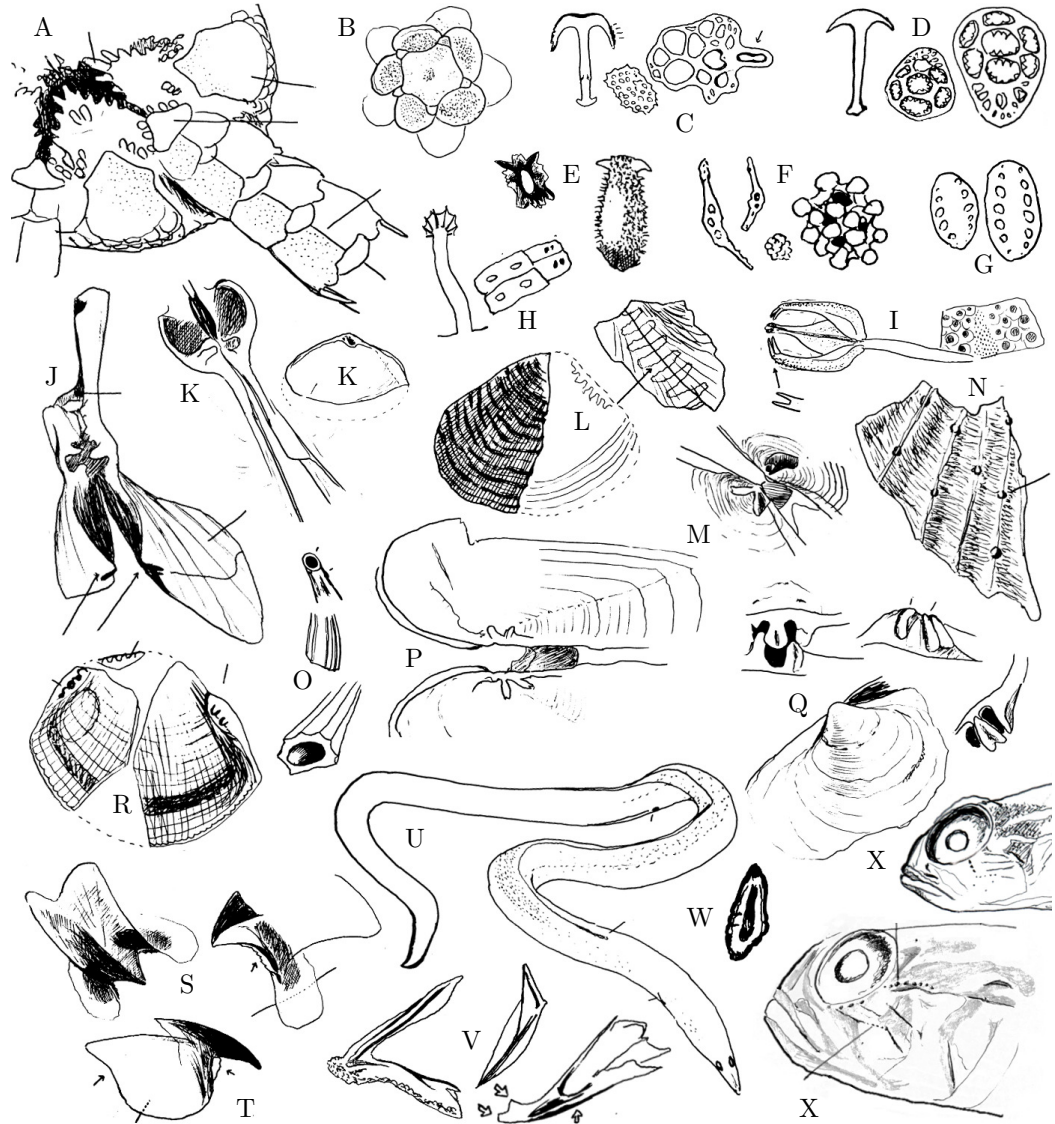


Figura 4.10: Restos de algunos peces, moluscos y equinodermos depredados por *Pagellus erythrinus* en Mazarrón. **Equinodermos:** Vista inferior con papilas bucales (A) y madreporito dorsal (B) de *Ophiura affinis*. Escleritos de: C) *Labidoplax digitata*, D) *Leptosynapta inhaerens*, E) *Amphiura filiformis*, F) *Ocnus lacteus* y G) *Holothuria* spp. Pie ambulacral (H), Pedicelario globífero (I) y trozos de caparazón del erizo *Brissus unicolor*. **Moluscos:** J y N) *Acanthocardium cf. echinatum*, K) *Abra alba*, L) *Nucula sulcata*, M) *Gari fervensis*, O) *Antalis cf. vulgaris* P) *Phaxas pellucidus*. Q) *Callista chione*. R) *Nucula nucleus*. Mandíbulas inferior (S) y superior (T) de *Loligo cf. vulgaris*. **Peces:** U) *Apterichthys anguiformis*. V) Huesos de la cabeza de *Callionymus* spp. W) Otolito de *Merluccius merluccius juvenil*. X) *Lesueurigobius sueurii*

to más rara sea una presa, menos probable será que el pez haya desarrollado defensas contra parásitos con los que apenas ha tenido contacto previo. Sobre este importante tema trataremos en el capítulo siguiente.





# Metazoos parásitos de la breca en Mazarrón

## 5.1. Estado de los estudios sobre patología de Sparidae.

Los espáridos han irradiado en torno a dos grandes áreas geográficas en donde presentan numerosas especies comunes propias de una u otra zona [374, 178]. Las especies de Sparidae Atlántico-africanos han evolucionado por separado de sus equivalentes Indopacíficos y esto es relevante para el patólogo porque ambos grupos albergan comunidades vicariantes de parásitos, de estructura similar y a menudo compartiendo los mismos géneros, pero con diferentes especies [453]. Existe por tanto un cierto número de parásitos asiáticos con capacidad potencial para asentarse en Europa si encontrarán un modo de salvar la distancia física con las especies Atlánticas, y viceversa.

Puntos de partida similares han conducido en el pasado a grandes problemas. Un manejo descuidado introdujo en Europa a una especie japonesa y otra neozelandesa del nematodo *Anguillicola*, presentes hoy en prácticamente todas las poblaciones de anguila europea, y algo similar ha ocurrido con el hongo *Aphanomyces* parásito de un cangrejo de río americano. Esto ha contribuido al declive o directamente puesto en serio peligro de extinción a las poblaciones de anguila y cangrejos de río autóctonos, a pesar de ser bien tolerados por sus hospedadores originales, para los que no representan ningún problema serio [364, 509, 265].

La introducción de organismos acuáticos escapados de empresas de acuicultura y acuarios o liberadas intencionadamente por aficionados a la pesca deportiva tiene un profundo impacto económico y medioambiental en la fauna ibérica, especialmente rica en endemismos acuáticos [377]. Nuestro país ha dinamitado en sólo una generación los ecosistemas ibéricos poniendo

en peligro de extinción a numerosos peces, moluscos y crustáceos que no habitan en ningún otro lugar y la acuicultura no debe ignorar el papel que ha jugado en este tipo de problemas aún sin resolver. Tenemos el deber moral de regenerar estos ecosistemas y además somos los primeros interesados en evitar que se repitan casos similares. Adquirir lotes de peces sin control en otros países y no tomar una postura responsable en la vigilancia de entradas y escapes de los parásitos desde nuestras instalaciones están entre las causas más habituales de fin de la actividad empresarial.

La DETECCIÓN TEMPRANA es esencial para poder luchar contra este problema, y esto implica conocer y saber diferenciar taxonómicamente las especies de parásitos presentes en la zona (que han coevolucionado con nuestros animales y para las cuales han desarrollado defensas) de las exóticas. Por desgracia la taxonomía de estos patógenos puede ser particularmente dura y está aún desarrollándose. Varios géneros y especies nuevas han aparecido durante el desarrollo de este trabajo y familias enteras están en proceso de revisión [338, 143].

Según la bibliografía, al menos 519 especies incluidas en unas 99 familias pueden parasitar a espáridos, pero este dato oculta un sesgo importante ya que el 73% de los Sparidae actuales fueron ignorados por los patólogos hasta hace pocos años aunque pueden jugar un papel relevante como portadores y transmisores de parásitos al verse atraídas por las jaulas de cultivo. Sólo dos especies cultivadas regularmente (dorada y pargo rojo) se habían estudiado a fondo en 2005 [388, 516, 505, 515, 72, 196] (Tabla 5.1).

Tabla 5.1: N° de parásitos de Sparidae.

n° de parásitos conocidos	Especies
70 <sup>a</sup>	<i>Sparus aurata</i>
67	<i>Boops boops</i>
63	<i>Pagrus auratus</i>
56	<i>Pagellus bogaraveo</i>
46	<i>Acanthopagrus australis</i>
38	<i>Diplodus sargus</i>
31	<i>Dentex dentex</i>
30	<i>Diplodus annularis</i> , <i>P. pagrus</i>
29	<i>P. erythrinus</i>
28	<i>A. schlegeli</i>
23	<i>D. vulgaris</i> , <i>S. cantharus</i>
22	<i>Sarpa sarpa</i>
21	<i>Lithognathus mormyrus</i>
20	<i>Calamus calamus</i> , <i>D. puntazzo</i>
17	<i>Acanthopagrus berda</i> , <i>A. latus</i>
16	<i>C. bajonado</i> , <i>Oblada melanura</i>
5-15	otras 11 spp.
0-4	> 80 especies

<sup>a</sup>A comparar con los 123 parásitos conocidos en bacalao [268].

Por lo que respecta a la breca, no hay estudios que describan sus comunidades parasitarias salvajes de un modo global y completo y aún quedan muchas preguntas por resolver sobre su biología, como las fases de su ciclo vital, a que peces pueden atacar, que hospedadores intermediarios utilizan, como interaccionan entre sí los diferentes parásitos, su peligrosidad o una mínima estima de su fecundidad.

Hemos tratado de responder a las siguientes preguntas básicas: cual es la estructura de las comunidades parasitarias de breca en Mazarrón, que especies aparecen y como pueden diferenciarse de otras similares (autóctonas o alóctonas), cual es su grado de prevalencia, abundancia e intensidad en condiciones naturales y como afecta esto a la condición corporal de los peces.

En éste capítulo trataremos los metazoos y en el siguiente (Pág. 145) trataremos brevemente la situación de protistas y virus comentando algunos casos concretos que hemos encontrado. Pasamos sin más dilación a revisar los principales grupos pluricelulares:

### Platelmintos

La mitad (50%) de los parásitos conocidos de Sparidae son platelmintos. La Tabla 5.2 recoge la gran variedad de familias que pueden encontrarse, incluyendo unos 60 géneros diferentes de DIGENEA endoparásitos y dos géneros ectoparásitos (*Prototransversotrema* y

Tabla 5.2: Principales familias de platelmintos parásitos de Sparidae

Cl.	Familia	Fuente
Monogenea	Anoplodiscidae	[389, 460]
	Capsalidae	[510, 364]
	Udonellidae	[93]
	Dactylogyridae	[281]
	Diclidophoridae	[298]
	Diplectanidae	[135, 133]
	Gastrocotylidae	[517]
	Gyrodactylidae	[215]
	Microcotylidae	[157, 432, 364, 300]
	(Monocotylidae) <sup>a</sup>	[319]
	Aspidogasteridae	[517]
	‡Acanthocolpidae <sup>b</sup>	[70, 38, 72]
	Acanthostomidae	[518]
Aspidogastrea y Digenea	Apocreadiidae	[123]
	‡Bucephalidae	[433]
	Cryptogonimidae	[41]
	Derogenidae	[278, 276]
	Didymozoidae	[453]
	Enenteridae	[518, 71]
	Faustulidae	[139]
	Fellodistomidae	[421, 453, 191]
	Hemiuridae	[277, 61]
	Lecithasteridae	[518]
	Lepocreadiidae	[37]
	Mesometridae	[518]
	Monorchhiidae	[518, 171]
	Opecoelidae	[42, 43, 40, 262, 8]
	Opistholebetidae	[438]
	Robphildollfusidae	[213]
	Sanguinicolidae	[380]
‡Strigeidae	[191]	
Transversonematidae	[452]	
Waretrematidae	[518]	
Zoogonidae	[518, 453, 452, 39]	
Cestoda	‡Incerta sedis (Trypanorhyncha)	[56]
	‡Dasyrhynchidae	[453]
	‡Echinophallidae	[453]
	‡Eutetrarhynchidae	[251]
	‡Phyllobothriidae	[453, 106]

<sup>a</sup>Un ejemplar de *Monocotyle pricei* descrito en *Archo-sargus* es probablemente un caso anómalo o un error de etiquetado al ser rayas sus hospedadores normales.

<sup>b</sup>Las familias marcadas con † se han citado exclusivamente como formas larvarias, las marcadas con ‡ poseen especies citadas como formas larvarias y otras citadas como adultos. La misma notación se aplica en las dos siguientes tablas.

*Transversotrema*), 36 géneros de MONOGENEA ectoparásitos y el monogeneo hiperparásito *Udonella*.

Podemos remarcar la familia Diplectanidae, por su

riqueza en especies, y las familias Microcotylidae, Hemiuridae y Opecoelidae, por su variedad genérica (10-14 géneros diferentes cada una). Varios géneros como *Anoplodiscus* (Anoplodiscidae) o *Polylabroides* (Microcotylidae) son exclusivos de Sparidae.

El peso de los platelmintos aún podría ser mayor cuando se conozca mejor el papel de los Sparidae como hospedadores intermediarios. Se han descrito formas larvianas de 3 familias de digeneos y al menos 5 de CESTODA. La mayoría de las tenias de peces marinos pertenecen a los órdenes Trypanorhyncha y Tetraphyllidea, que maduran exclusivamente en condriictos. Los Sparidae no albergan adultos y las formas larvianas de estos cestodos, prácticamente idénticas entre sí, no pueden ser identificadas actualmente por su morfología. A pesar de ello se han citado al menos tres géneros de cestodos, *Pintneriella* (Trypanorhyncha) [56], *Telemorus* (Echinophallidae) y *Anthobotrium* (Phyllobotriidae) [106].

Los monogeneos pueden suponer un peligro serio para la salud del pez, los digeneos del tracto digestivo son relativamente inocuos pero los que afectan a otras vísceras o *Cardicola*, de la sangre, pueden ser peligrosos [380, 510]. Las cercarias enquistadas en vísceras o musculatura suelen ser bien toleradas pero aumentan la mortalidad cuando aparecen de forma masiva [509].

### Nematoda

Solo cinco de las 20 familias de nemátodos parásitos de peces, comprendiendo 10 géneros (5 % del total de especies), han sido citadas como endoparásitos de Sparidae (Tabla 5.3). Los adultos afectan al sistema digestivo o a vísceras y las larvas también pueden enquistarse en la musculatura. La familia Anisakidae es destacable como fuente de problemas sanitarios. Las larvas de *Anisakis* son muy habituales en numerosas especies de peces como el besugo [429] y son culpables cada año de algunas decenas de ingresos hospitalarios en España [429]. Las larvas de *Pseudoterranova* y *Rhaphidascaaris* y las larvas y adultos de *Contracaecum* e *Hysterothylacium* se han citado también [453, 422].

### Acanthocephala

Al menos cuatro familias (12 géneros) se han citado en Sparidae (Tabla 5.3). *Longicollum* (Pomphorhynchidae) parasita el recto de *Pagrus auratus* y *Acanthopagrus australis* cultivados, causando anemia [149].

En Europa el pargo común puede albergar juveniles de *Corynosoma* y *Polymorphus* (Polimorphidae) [422]. En dorada se ha citado ocasionalmente *Golvanacanthus blenni* (Rhadinorhynchidae), aunque sin causar daños importantes. Este grupo, difícil de tratar, es un problema fundamentalmente en piscicultura de agua dulce que se transmite por anfípodos [509].

Tabla 5.3: Principales familias de nemátodos, acantocéfalos e hirudineos parásitos de Sparidae.

Clase	Familia	Fuente
Nematoda	‡ Anisakidae	[443, 453, 121]
	Camallanidae	[190]
	Cucullanidae	[453, 190]
	† Gnathostomatidae	[519]
Acanthocephala	Philometridae	[509, 223, 343]
	‡ Polimorphidae	[520, 422]
	Pomphorhynchidae	[149]
	Echynorhynchidae	[520]
Hirudinea	Rhadinorhynchidae	[388]
	Piscicolidae	[509]

### Hirudinea

Algunas sanguijuelas del O. Rhynchobdellida pueden afectar a peces marinos cultivados [509]. Al elegir preferentemente a peces bentónicos que permanecen mucho tiempo inmóviles, los Sparidae no suelen verse atacados aunque *Austrobdella bilobata* produce úlceras en *Acanthopagrus australis* [509] (Tabla 5.3). Debería vigilarse la presencia de estos parásitos temporales y poco específicos con bajas temperaturas (o si en las proximidades hay cultivos de peces más vulnerables, como los peces planos).

Dependiendo de la carga parasitaria pueden producir desde heridas abiertas hasta infecciones secundarias, anemia crónica, retrasos en el crecimiento o muerte de alevines. Su principal influencia es indirecta al transmitir enfermedades como el rhabdovirus de la viremia primaveral de la carpa [509, 364].

### Crustácea

Los crustáceos, con el 24 % de las especies y al menos 36 géneros diferentes son el segundo grupo más numeroso. Los Sparidae hospedan a unas 120 especies de COPÉPODOS, de las cuales el 74 % pertenecen a Caligidae, Philichthyidae, Lernanthropidae o Lernaeopodidae y el 26 % restante se reparte entre otras 7 familias

(Tabla 5.4). El género *Caligus* está particularmente bien representado. *Bomolochus* y *Unicolax* (Bomolochidae) destacan por vivir en las narinas de los peces y en las branquias pueden encontrarse varias especies de *Clavellotis*, *Sparidicola*, *Alella*, *Ergasilus*, *Dermoergasilus*, *Paraergasilus*, *Lernanthropus* o *Hatschekia* entre otros [509, 51, 307, 255].

También pueden encontrarse Peracaridos parásitos, incluyendo al menos 14 especies de ISÓPODOS GNATHIDEA Y CIMOTHOIDEA [509] y BRANQUIUROS, con 5 sp. marinas o estuarinos del género *Argulus* [516, 509, 30]. Destacan *Emetha* o *Ceratothoa* por causar mortandades importantes de doradas criadas en jaulas marinas [387] y *Argulus purpureus*, citado en breca.

Tabla 5.4: Principales familias de crustáceos parásitos de Sparidae

Clase	Familia	Fuente
Copepoda	Bomolochidae	[516, 454, 250]
	Caligidae	[296, 255, 227, 61]
	Chondracantidae	[516]
	Ergasilidae	[432, 250]
	Hatschekiidae	[516, 307, 255]
	Lernaeopodidae	[51, 307, 255]
	Lernanthropidae	[516, 432, 250]
	Naobranchiidae	[516]
	Pennellidae	[410, 307, 255]
	Philichthyidae	[200, 307, 255]
Sphyriidae	[516]	
Branchiura	Argulidae	[516, 30]
Malacostraca	Cymothoidae †Gnathidae	[315, 110, 422]

Todos ellos tienen un marcado efecto negativo sobre la acuicultura [250]. Al alimentarse pueden producir directamente anemia o transmitir enfermedades graves con su picadura. Las estructuras con las que se fijan a los peces (garras, ganchos y bullas) erosionan y destruyen amplias zonas del epitelio y branquias, provocando infecciones secundarias y problemas respiratorios y las estrategias seguidas por los peces para librarse de ellos (aumento de la secreción de mucus, saltos, rascado contra el fondo) se traducen a la larga en un peor crecimiento. No sólo los adultos son peligrosos, los ataques continuos de copepoditos y larvas pullus de isópodos en busca de un hospedador crean un estrés crónico a los peces y si se producen de manera masiva pueden incluso matarlos. Caligidae, Erga-

silidae o Lernaeopodidae suelen ser relativamente bien toleradas cuando aparecen en baja cantidad, aunque los alevines son más vulnerables y algunas especies de peces son más susceptibles que otras, pero debe impedirse activamente su excesiva proliferación mediante productos insecticidas o lucha biológica (peces limpiadores). Actualmente no existe aún ninguna solución completamente satisfactoria contra ellos [364].

## Otros fillos

Salvo algunos cnidarios que se tratan en el siguiente capítulo (Véase pág. 145), el resto de tipos de parásitos marinos de peces no se han citado sobre espáridos y parecen poco relevantes para su cultivo. Esto incluye a hidrozooos, turbelarios (*Paravortex*), pentastómidos, cirripedos (*Anelasma*) o cordados (*Petromyzon*, *Isistius*). Algunos de sus síntomas son anomalías en el color o consistencia de la piel, quistes internos o úlceras en el cuerpo [82, 505, 509, 364].

## 5.2. Material y métodos

Los peces examinados fueron bien capturados en la Bahía de Mazarrón, mediante pesca comercial (entre febrero de 2001 y noviembre de 2006) o capturados vivos en arrastres dirigidos, destinados a obtener ejemplares vivos para reproducir (octubre de 2003). Los peces que murieron en cautividad, bien por no poder superar el trauma de la captura o aclimatación o por accidentes y enfermedades posteriores fueron necropsiados rutinariamente en busca de enfermedades y parásitos (Tabla 5.5).

La mayor parte de los análisis fueron en fresco, aunque se aprovecharon también branquias y paladares congelados de otros experimentos y cortes histológicos <sup>1</sup> de las gónadas para detectar la mayor cantidad de parásitos posible.

ECTO Y MESOPARÁSITOS. Tras examinar posibles anomalías en aletas, piel y ojos, se cortaron y retiraron la mandíbula y uno de los opérculos para acceder al interior de la cavidad oral. Se examinaron esófago, paladar y la cara interna del opérculo y se extrajo el conjunto de los arcos branquiales y lengua que fue diseccionado bajo una lupa binocular. La secreción

<sup>1</sup>véase pág 24 para la metodología

Tabla 5.5: Material empleado en el examen parasitológico

	n	Talla pez (mm) $Min \leftarrow (\bar{X} \pm \sigma) \rightarrow Max$	Peso pez (g) $Min \leftarrow (\bar{X} \pm \sigma) \rightarrow Max$
Tracto digestivo	500	6,7 $\leftarrow$ (234 $\pm$ 78) $\rightarrow$ 408	0,03 $\leftarrow$ (202 $\pm$ 165) $\rightarrow$ 893
Cavidad oral	440	16 $\leftarrow$ (49 $\pm$ 13) $\rightarrow$ 85	1,6 $\leftarrow$ (162 $\pm$ 170) $\rightarrow$ 893
Gónadas	304	48 $\leftarrow$ (236 $\pm$ 64) $\rightarrow$ 380	1,6 $\leftarrow$ (209 $\pm$ 141) $\rightarrow$ 800
Branquias	208	48 $\leftarrow$ (218 $\pm$ 86) $\rightarrow$ 408	1,6 $\leftarrow$ (211 $\pm$ 188) $\rightarrow$ 893
Bazo	103	63 $\leftarrow$ (210 $\pm$ 76) $\rightarrow$ 393	9,2 $\leftarrow$ (178 $\pm$ 176) $\rightarrow$ 731
Corazón	64	72 $\leftarrow$ (233 $\pm$ 81) $\rightarrow$ 408	3,0 $\leftarrow$ (219 $\pm$ 212) $\rightarrow$ 893
Riñón	38	138 $\leftarrow$ (215 $\pm$ 51) $\rightarrow$ 330	34,0 $\leftarrow$ (192 $\pm$ 140) $\rightarrow$ 552
Vesícula biliar	31	71 $\leftarrow$ (189 $\pm$ 58) $\rightarrow$ 330	4,0 $\leftarrow$ (141 $\pm$ 134) $\rightarrow$ 552

mucosa branquial se examinó en frotis a 100 aumentos. Ocasionalmente se diseccionaron algunos quistes de la cabeza o el costado y se examinaron algunos canales mucosos de la cabeza o el interior de las narinas.

Las aletas se examinaron en busca de larvas de isópodos Gnathidae. Estos se identifican a partir de los machos adultos, que nunca aparecen en los peces. Para poder identificarlos se obtuvieron larvas vivas nadadoras filtrando el agua de salida de los tanques entre abril y agosto de 2004. El filtrado se examinó diariamente y se criaron las larvas encontradas o retiradas directamente de aletas de brecas cultivadas durante los registros de su crecimiento en placas petri con agua de mar a temperatura ambiente hasta que completaron su metamorfosis y se hicieron adultas.

**ENDOPARÁSITOS** La cavidad visceral se abrió cortando hacia atrás desde la branquia por encima de la aleta pectoral y hasta el ano. El contenido del tracto intestinal completo fue examinado por separado en una placa petri sin diferenciar entre contenidos intestinal y estomacal. Las muestras con gran cantidad de limo se filtraron previamente con filtros de 60  $\mu\text{m}$  y en aquellas de contenido mucoso las muestras se comprimieron entre dos portaobjetos antes de examinarlas a la lupa, el mismo procedimiento de compresión se utilizó ocasionalmente para buscar cercarias o larvas de nemátodos enquistados en vísceras que se consideraron anómalas (corazón, bazo y muestras parciales de hígado y el riñón).

Los parásitos se fijaron en formol al 4% o alcohol al 70% y fueron almacenados en alcohol al 70%. Se tomaron microfotografías, a menudo en vivo, con una videocámara en color CCD Iris Sony<sup>®</sup> unida a un estereomicroscopio Leica<sup>®</sup> y se dibujaron con ayuda de una cámara lúcida de fabricación casera. Las estructuras internas se pusieron de manifiesto en fresco me-

dante el uso de luz polarizada o bien mediante azul de toluidina y algunos parásitos fueron aclarados en glicerina o aceite de clavo. Los apéndices de los crustáceos fueron diseccionados y dibujados. Algunos ejemplares de cada parásito se mantuvieron en alcohol para usarlos como referencia, el resto fueron almacenados en alcohol y, o bien se destruyeron durante la identificación o fueron desechados posteriormente.

La PREVALENCIA de cada especie de parásito se calculó como el porcentaje de peces en los que se encontró algún parásito de esa especie frente al total de peces examinado para esa especie [53]. Según su prevalencia, los parásitos se consideraron como comunes (> 25%), no comunes (5 – 25%) y raros (< 5%) de acuerdo con Moran [335].

La INTENSIDAD o CARGA PARASITARIA indica el número medio de parásitos de la especie “A” que presenta el subconjunto de peces infectados por “A”, mientras que la ABUNDANCIA de parásitos de la especie “A” indica el número medio de parásitos de ese tipo que presenta el total de brecas examinadas, incluyendo tanto a los peces sanos como a los parasitados [53]. Intensidad y abundancia, se expresaron como  $\bar{X} \pm \sigma$ . Los tres índices se calcularon según el mes y la talla del pez para los parásitos comunes.

El efecto de la parasitación en la salud del pez (cuantificada mediante varios índices de condición corporal) se estudió mediante tests de student y análisis de la varianza. Todos los análisis se llevaron a cabo mediante el programa R (versión 2.1.0) [407] empleando un nivel de significación  $\alpha = 0,05\%$  para el rechazo de la hipótesis nula en los tests estadísticos.

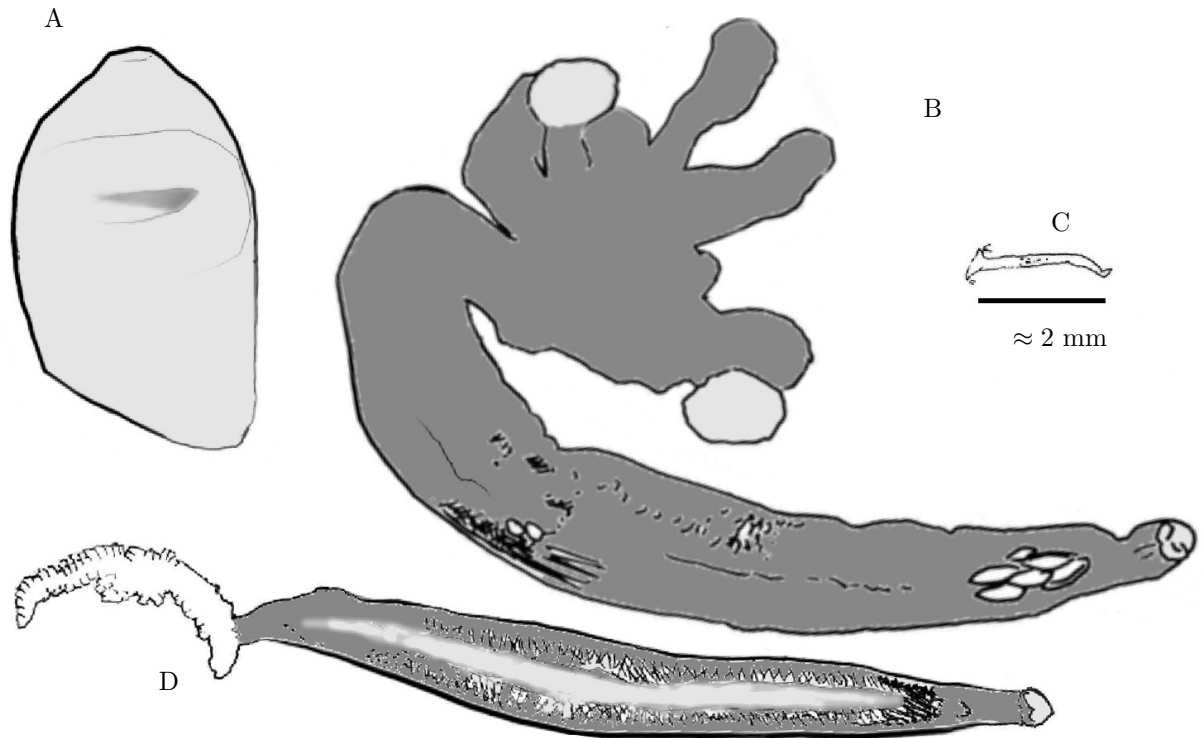


Figura 5.1: Tamaños relativos de algunos platelmintos parásitos de *P. erythrinus*. A: *Pachycreadium carnosum*. B: *Choricotyle chrysophryi*. C: *Lamellodiscus erythrinii*. D: *Microcotyle erythrinii*. Cámara lúcida, todos a la misma escala.

### 5.3. Resultados y discusión

#### 5.3.1. Descripción e identificación de los parásitos encontrados

Se encontró una rica comunidad de metazoos parásitos compuesta al menos por 35 especies y 20 familias diferentes. En la piel y aletas se detectaron un copepodo y dos isópodos; en las branquias tres monogeneos, 5 copépodos y un isópodo y otras tres especies de copépodos en la cabeza (paladar y canales mucosos). Los endoparásitos estuvieron representados por 6 nemátodos (5 Adenophorea y 1 Enoplia), 4 cestodos y al menos 11 especies de digeneos (4 Hemiuroidea, 3 Plagiorchiidae). En peces salvajes se detectaron hasta 7 especies de parásitos coexistiendo juntas. Los peces parasitados albergaron una media de  $2,18 \pm 1,70$  especies, aunque el valor real es probablemente superior al no poder examinarse siempre en su totalidad. Las comunidades parasitarias de peces mantenidos en cautividad fueron bastante diferentes con un peso mucho

menor de los metazoos en favor de protozoos y bacterias al avanzar el tiempo y no se detectó ningún metazoos en los peces nacidos en cautividad. Los parásitos más importantes se describen a continuación.

#### Platelmintos

##### Cl. Monogenea

##### O. Dactylogiridea

##### SubO. Monoopistocotylea

Fam. Diplectanidae Monticelli, 1903

*Lamellodiscus* Johnston y Tiegs, 1922

**Descripción** Ectoparásito de las laminillas branquiales con la morfología indicada en la Figura 5.2 (Pág 101) ADULTO (890 x 150  $\mu$ m). Cabeza con 3-4 pares de glándulas anteriores, cuatro manchas oculares y una faringe musculosa esférica. (Fig. 5.2A). Reservorio prostático no dividido delante del órgano copulatorio masculino o cirro que es del tipo denominado "en lira", formado por una pieza impar cuneiforme y otra accesoria en forma de  $\eta$



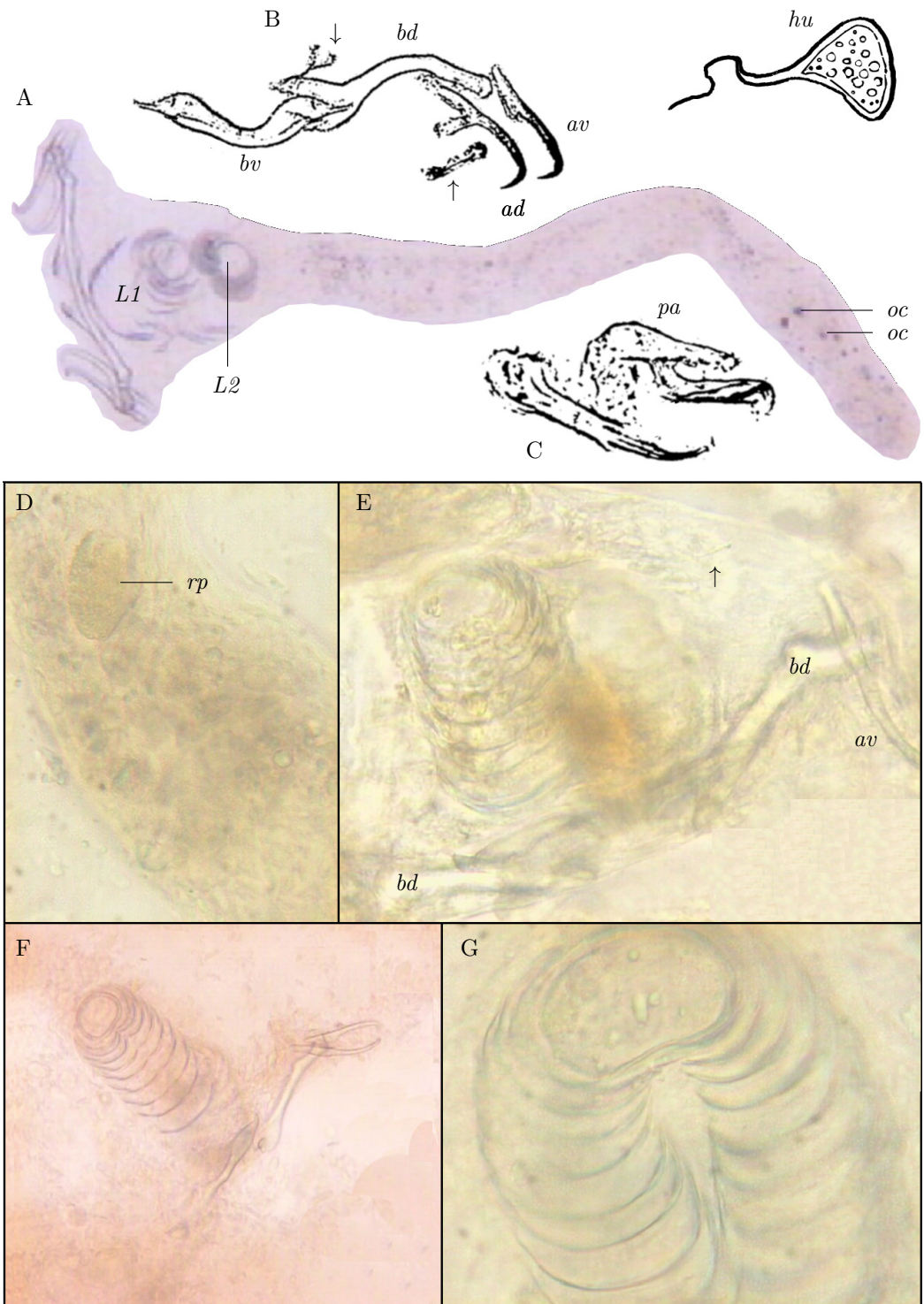


Figura 5.2: *Lamellogadus erythrini*: A Ejemplar entero. B Piezas del opistohaptor. C Cirro. D. Zona media del cuerpo. E-F Detalles del opistohaptor de *L. erythrini*. G. Lamelodisco de tipo *L. elegans*. Cirro en lira. ad – ancla dorsal izda, av – ancla ventral izda. bv – barra ventral, bd – barra dorsal dcha, hu – huevo oc – ocelo, pa – pieza par del cirro (accesoria), rp – reservorio prostático. x400. Las flechas marcan algunos escleritos accesorios del haptor.

(Fig. 5.2). Vitelarios foliculares que no entran en el opisthaptor. Este es trapezoidal, más ancho que el cuerpo, y presenta dos ventosas características (lamelodiscos) y un gancho terminal articulado. Lamelodiscos ventral y dorsal similares, formados por 10 lamellas tubulares, concéntricas y onduladas (Fig. 5.2E-G). Gancho terminal formado por 7 piezas esclerotizadas: una barra central ventral de 72  $\mu\text{m}$ , dos barras laterales dorsales ensanchadas en su extremo y dos pares de garfios (grippus) formando una pinza. La raíz superficial de los garfios ventrales está reducida. Las longitudes de los grippus son 41,75  $\mu\text{m}$  (Dorsal) y 35,60  $\mu\text{m}$  (Ventral). El opisthaptor presenta también varios pares de uncínulos diminutos en forma de hoz.

JUVENIL. Cuerpo más delgado y corto, lamelodiscos poco desarrollados (< 10 lamelas) y gancho terminal similar al del adulto. Los más jóvenes carecen de escuamodiscos, presentando simplemente 4 ocelos en trapecio, gancho terminal y uncínulos. Aparecieron asociados a *Lamellodiscus* adultos en Febrero. HUEVO en forma de tetraedro (Fig. 5.2) y acabado en un filamento largo de anclaje en noviembre.

**Discusión taxonómica:** Con las características de la familia Diplectanidae que agrupa a 229 especies en 21 géneros [143, 363, 18, 512]. Los Sparidae son atacados por 52 especies agrupadas en 6 géneros [388, 434, 179, 112, 444, 134, 133, 287, 135, 136, 445, 289, 142, 143, 363, 18]. La presencia de un haptor compuesto por 2 pares de ganchos (hamuli) tres barras transversas y dos ventosas compuestas de lamelas concéntricas, los asigna al género *Lamellodiscus* [517]. En la Tabla 5.6 se compara a nuestros ejemplares con otros 45 Diplectanidae, incluyendo a todas las especies mediterráneas de *Lamellodiscus* así como a *Furnestinia echeneis* (habitual en doradas cultivadas) y *Protolamellodiscus raibauti* (parásito de *Diplodus annularis* y *P. senilobatus* que ataca a dos especies de *Argyrops*); otra especie asiática, *Lamellodiscus acanthopagri*, puede ser descartada por tener huevos con dos filamentos a modo de cuernos en el extremo [434]. También se han incluido algunos parásitos asiáticos como como *L. pagrosomi*, de dorada, *Pseudorhabdosynochus lantauensis*, que puede transmitirse a *Pagrus auratus* desde meros cultivados, y tres especies de *Acleotrema* parásitos de peces de los géneros *Rhabdosargus* y *Polyamblyodon*.

Nuestros ejemplares pertenecen al subgrupo “ignoratus” del género *Lamellodiscus* por presentar dos lamelodiscos con lamelas parcialmente fusionadas en su centro (Fig. 5.2), cirro en lira y barras laterales dorsales en una sola pieza ensanchada en el extremo

(Fig. 5.2, en el subgrupo “ergensi” aparentan estar quebradas por la mitad en dos trozos discontinuos). La morfología de las piezas que forman el cirro permite identificarlas como *Lamellodiscus erythrini* Euzet y Oliver, 1967 diferenciándolas de las otras 10 especies del subgrupo “ignoratus” [134, 133, 135, 136, 143, 363, 17, 18, 254].

Se ha indicado a menudo la monoespecificidad de *L. erythrini* enfatizando el hecho de que ningún otro *Lamellodiscus* ataca a la breca [135, 143], por ello no podemos dejar de comentar la presencia de lamelodiscos de tipo “septado” (Fig. 5.2) en algunos de los parásitos examinados. Este tipo aparece en las especies del grupo “elegans” y según las claves descartaría a *L. erythrini* sugiriendo una segunda especie [133, 135, 143, 363], sin embargo otras características de estos ejemplares como la presencia de pieza accesoria en el cirro, ausente en las especies del grupo “elegans”, son compatibles con *L. erythrini* por lo que esta variación no parece suficiente para corroborar la idea de una segunda especie en breca de Mazarrón. En cualquier caso el extenso género *Lamellodiscus* sigue incorporando nuevos miembros (10 de sus 49 especies se han descrito en Sparidae mediterráneas entre 2004 y 2007 [363, 17, 20, 18, 19]) y no es imposible que la breca se vea afectada por especies aún no descritas.

Tabla 5.6: Principales características de los Diplectanidae de Sparidae y los ejemplares de Mazarrón.

• indica carácter presente y - ausente. 1 reservorio prostático dividido en 3 zonas; 2 Num. de ventosas; 3 Ventosa de tipo lamelodisco; 4 cirro en lira; 5 lame-lodisco de tipo "ignoratus"; 6 barras laterales enteras de tipo "ignoratus"; 7 morfología aproximada de la pieza impar del cirro; 8 Pieza accesoria del cirro con rama lateral corta y recta; 9 descrito en *Pagellus* (•); *Pagrus* (◊) o *Lithognathus* (★); 10 núm. de ocelos. Fuentes: [179, 444, 133, 136, 287, 135, 142, 289, 143, 363, 17, 18]

especie	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
<b>Presente trabajo</b>	-	2	•	•	•	•	{	•	•	4
<b>Lamelodiscus erythrini</b>	-	2	•	•	•	•	{	•	•	4
<i>L. sigillatus</i>	-	2	•	•	•	•	{	-	◊	-
<i>L. neifari</i>	-	2	•	•	•	•	{	-	-	-
<i>L. euzeti</i>	-	2	•	•	•	•	Y	-	-	4
<i>L. ignoratus</i>	-	2	•	•	•	•	ε	•	★	-
<i>L. confusus</i>	-	2	•	•	•	•	ε	-	-	4
<i>L. pagrosomi</i>	-	2	•	•	•	•	ε	•	◊	-
<i>L. falcus</i>	-	2	•	•	•	•	ε	-	-	-
<i>L. sarculus</i>	-	2	•	•	•	•	ε	-	◊	-
<i>L. rastellus</i>	-	2	•	•	•	•	μ	-	-	-
<i>L. fraternus</i>	-	2	•	•	•	•	}	•	-	-
<i>L. knoepfleri</i>	-	2	•	•	•	•	}	•	-	-
<i>L. baeri</i>	-	2	•	•	•	•	-	-	◊	-
<i>L. ergensi</i>	-	2	•	•	•	•	-	-	-	-
<i>L. furcillatus</i>	-	2	•	•	•	•	-	-	-	-
<i>L. kechemirae</i>	-	2	•	•	•	•	-	-	-	-
<i>L. tomentosus</i>	-	2	•	•	•	•	-	-	-	-
<i>L. sanfilippo</i>	-	2	•	•	•	•	{	•	-	4
<i>L. bidens</i>	-	2	•	-	-	-	-	-	-	-
<i>L. coronatus</i>	-	2	•	-	-	-	-	-	-	-
<i>L. drummondi</i>	-	2	•	-	-	-	-	•	0	-
<i>L. elegans</i>	-	2	•	-	-	-	-	-	-	-
<i>L. furcosus</i>	-	2	•	-	-	-	-	-	-	-
<i>L. gracilis</i>	-	2	•	-	-	-	-	-	-	-
<i>L. hili</i>	-	2	•	-	-	-	-	-	-	-
<i>L. impervius</i>	-	2	•	-	-	-	-	-	-	-
<i>L. mirandus</i>	-	2	•	-	-	-	-	-	-	-
<i>L. mormyri</i>	-	2	•	-	-	-	-	-	★	0
<i>L. parisi</i>	-	2	•	-	-	-	-	-	-	-
<i>L. verberis</i>	-	2	•	-	-	-	-	-	★	-
<i>L. virgula</i>	-	2	•	-	-	-	-	-	•	0
<i>L. major</i>	-	2	•	-	-	-	-	-	-	-
<i>L. vaginalis</i>	-	2	•	-	-	•	-	-	-	4
<i>L. butcheri</i>	-	2	•	-	-	•	{	-	-	4
<i>L. cirruspiralis</i>	-	2	•	-	-	•	ε	-	-	4
<i>L. squamosus</i>	-	2	•	-	-	•	-	-	-	4
<i>Pseudorhabd. lantauensis</i>	-	2	-	-	-	-	-	-	◊	4
<i>Pseudorhabd. seabasi</i>	-	2	-	-	-	-	-	-	-	4
<i>Protolamelodiscus</i> (2 sp)	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Acleotrema nenuoides</i>	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. serrulopenis</i>	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. tamatavense</i>	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Furnestinia echeneis</i>	-	1	•	-	-	-	-	-	-	4
<i>(Lobotrema spari)</i> <sup>a</sup>	•	0	-	•	-	-	-	-	-	-
<i>Murraytrema robustum</i>	•	0	-	•	-	-	-	-	-	-

<sup>a</sup>Descrita como *Allomurraytrema spari* Yamaguti, 1958, su validez se considera dudosa

### SubO. Polyopistocotylea

Fam. Microcotylidae Taschenberg, 1879  
*Microcotyle* Van Beneden y Hesse, 1863

**Descripción** (Fig. 5.3 (Pág 104) y Fig. 5.1C (Pág 100), Tabla 5.8, Pág. 109) Ectoparásito branquial presentando un cuerpo acintado y un opistohaptor posterior. El adulto puede alcanzar los 6 mm de largo frente a los 1-2 mm de los ejemplares inmaduros.

La ZONA CEFÁLICA abarca  $\approx$  el 4,2% anterior del cuerpo y presenta en su extremo dos grupos laterales y otro central de glándulas basófilas, seguidos de dos estructuras orales septadas en forma de ventosa y una faringe redondeada. El esófago es simple, sin divertículos laterales y sobrepasa el atrio genital antes de bifurcarse en dos ciegos que llegan a entrar en el opistohaptor.

El ATRIO GENITAL empieza hacia el 11% de la longitud del cuerpo y posee numerosas espinas distribuidas en tres grupos: uno anterior grande y redondeado bordeando la entrada del atrio (150-170 espinas dispuestas de modo heterogéneo en varias filas) y 2 pequeños grupos posteriores aislados con 11-13 espinas cada uno entre los cuales se abre el poro genital inerte (Fig. 5.3B). Todas las espinas son cortas, de bases bifurcadas y subiguales en forma y tamaño vistas desde afuera.

La ZONA CENTRAL, más oscura, empieza a unos 413  $\mu$ m del extremo anterior ( $n=3$ ,  $\approx$  13%) marcada por el comienzo de los vitelarios foliculares, que se extienden hasta el opistohaptor y no confluyen posteriormente (un vitelario penetra en el primer tercio del opistohaptor mientras que el otro acaba antes). La vagina es única, en posición medio dorsal y presenta un reborde de pequeñas espinas. Tras ella aparece un reservorio prostático asimismo único y en posición central. Hacia el 58% del cuerpo se observa en posición central la unión de los vitelarios en un conducto vitelino transverso en "Y" que forma el receptáculo vitelino con un grosor de 43,75  $\mu$ m. Le siguen un ovario pretesticular curvado y 17-18 testículos pequeños y ovalados en dos filas centrales parcialmente imbricadas. El útero desemboca en el atrio genital y en su interior se observan uno o dos huevos operculados con dos filamentos polares. El filamento anterior del huevo es muy largo y está enrollado extendiéndose al salir fuera. El posterior es recto y más corto (137 x 5  $\mu$ m,  $n = 1$ ) y acaba en un pequeño gancho.

OPISTOHAPTOR triangular y bien separado del cuerpo; con numerosas pinzas dispuestas en dos filas simétricas. Su longitud (en alcohol) supuso  $\approx$  el 37% del cuerpo. Todas las pinzas presentan igual estructura microcotylina (2 pares de escleritas marginales curvadas unidas a un par basal y una esclerita central bifurcada en su extremo), variando sólo en el tamaño que decrece hacia el



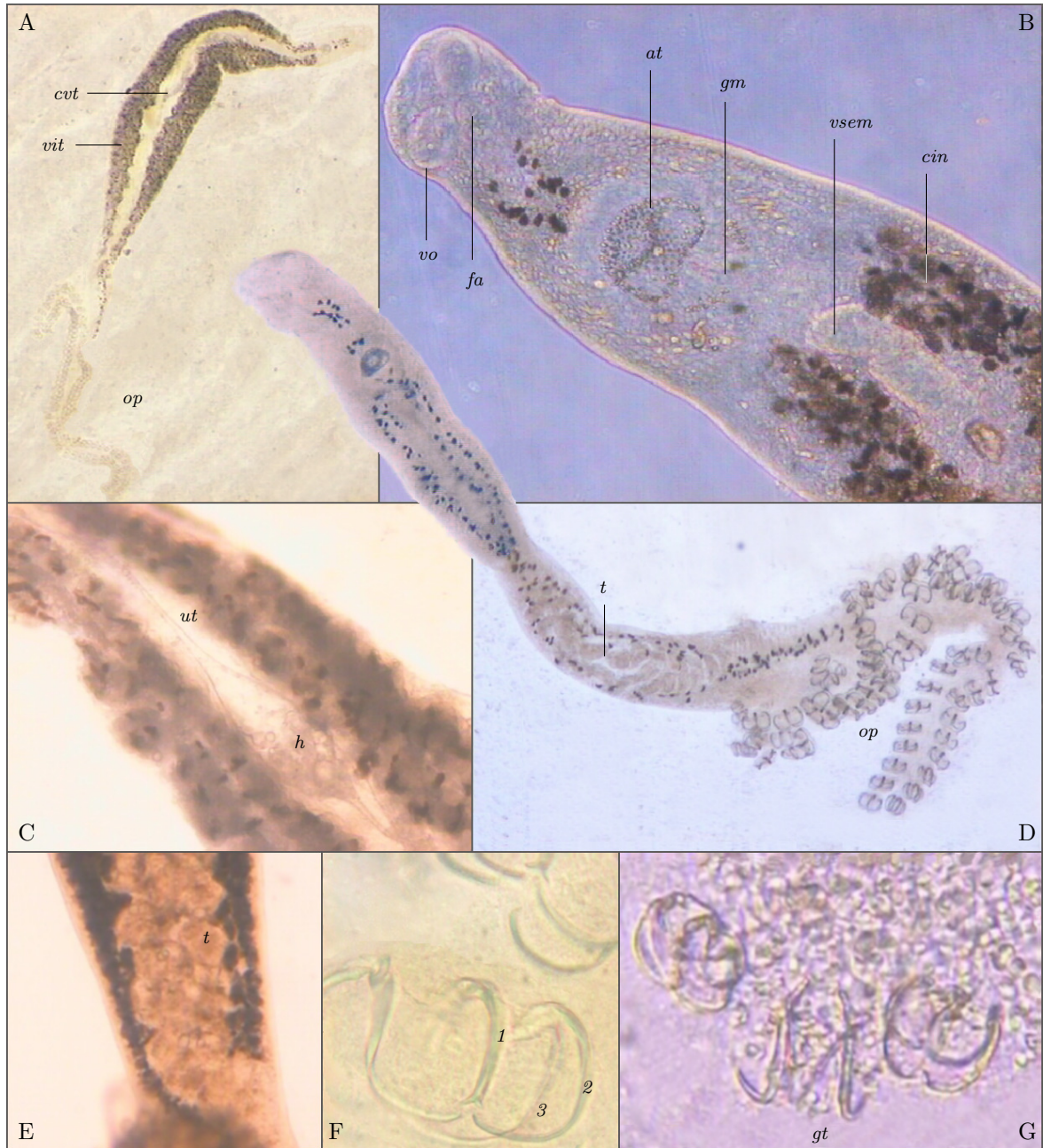


Figura 5.3: *Microcotyle erythrini*. A: Adulto. B: Detalle de la cabeza con luz polarizada x100. C: Zona medioanterior con huevo x100. D: Subadulto con los vitelarios poco marcados x50. E: Zona posterior de los vitelarios x100. F: Detalle de las pinzas del opistohaptor x630. G: Opistohaptor de ejemplar muy joven reducido a un único par de pinzas y dos pares de ganchos terminales ausentes en el adulto x200.

(at – atrio genital; cin – ciego intestinal; cvt – conducto vitelino transversal; fa – faringe; gm – gonoporo masculino; gt – ganchos terminales; h – huevo; op – opistohaptor; t – testis; ut – útero; vit – vitelario; vo – ventosas orales; vsem – vesícula seminal con esperma almacenado. Escleritos de las pinzas: 1 – esclerito medio; 2 – anterolateral dcho; 3 – posterolateral dcho).

extremo distal (Fig. 5.3A,D,F). Su número aumenta con la talla del parásito (Tabla 5.8).

**Discusión taxonómica:** Con las características de la familia Microcotylidae [68, 517] y perteneciente a la subfamilia Microcotylinae por la morfología del sistema reproductor, presentar vitelarios bien desarrollados en el extremo posterior del cuerpo y un opistohaptor no reducido ni dividido longitudinalmente en dos partes independientes que carece de ganchos larvarios terminales en el adulto [300, 68, 114, 16, 322, 480, 248]. La familia presenta 7 subfamilias más y agrupa en total a más de 150 especies, de las cuales al menos 35 atacan a Sparidae.

Los asignamos al género *Microcotyle* por presentar, además de lo dicho, 1) un atrio genital armado con más de 100 espinas todas similares dispuestas aleatoriamente (no en abanico ni en círculo) y sin bolsas accesorias; 2) un cirro no diferenciado que ni forma un bulbo copulador muscular, ni porta espinas morfológicamente diferentes a las del atrio, ni está esclerotizado, ni es telescópico; 3) vagina y reservorio prostático únicos en posición mediodorsal; 4) Especies de distribución Atlántica o Mediterránea. Otros géneros que atacan a Sparidae son *Magniexcipula*, *Pauciconfibula*, *Polylabroides* o *Polylabris*, pero de los 44 géneros existentes de Microcotylidae sólo *Microcotyle* presenta estas características [517, 114, 16, 261, 322, 272, 248, 485].

El género *Microcotyle* ha tenido una historia turbulenta. Inicialmente incluía gran número de especies muy dispares que posteriormente fueron reclasificados una y otra vez en nuevos géneros. Así, la mayoría de los parásitos de Sparidae descritos inicialmente en *Microcotyle* han ido pasando sucesivamente por géneros como *Nudimascus*, *Caenomicrocotyle* o *Bychowskicotyla*, que ya no son válidos, para acabar en otros como *Bivagina*, *Sparicotyle*, *Dinotaster*, *Aspinatrium*, *Atrispinum*, *Neobivagina*, *Pagellicotyle*, *Diplasiocotyle* o *Diplostamenides*.

*Microcotyle erythrini* (Van Beneden y Hesse, 1863) es la única de las aproximadamente 45 especies que aún permanecen en *Microcotyle* que ataca a Sparidae europeos [320, 157, 517, 114]. Solamente otras tres especies atacan a Sparidae (*Microcotyle archosargi*, *M. stenotomi*, y *M. pomacanthi*), pero se diferencian principalmente por habitar la costa Atlántica de Norteamericana. *M. pomacanthi* presenta además un tamaño y número de pinzas del opistohaptor sensiblemente

menores, esta especie, pobremente definida, es probablemente un sinónimo de una de las otras dos. *M. erythrini* se ha citado en breca y dentón en España, posee entre 10 y 32 testis y entre 45 y 60 pares de pinzas y sus medidas son compatibles con las de nuestros ejemplares. [88, 196]

Fam. Dicliphoridae Cerfontaine, 1895

*Choricotyle* Van Beneden y Hesse, 1863

**Descripción** (Fig. 5.4, Pág. 106 y Fig. 5.1A (Pág. 100), Tabla 5.8, Pág. 109). Ectoparásito branquial o en el tracto superior del esófago de tamaño levemente superior al de la especie anterior y coloración similar, pero con un opistohaptor distintivo que lo identifica fácilmente. El juvenil es más pálido y delgado que el adulto, pero ya presenta también 8 ventosas.

La ZONA CEFÁLICA presenta dos ventosas orales en su extremo anterior, que abarcan  $\approx$  el 3,2% del cuerpo, seguidas por una faringe alargada. No se pudo observar el atrio genital ni vagina. El útero, ocurecido por el inicio de los vitelarios, se abre hacia el 9% anterior del cuerpo.

La ZONA CENTRAL DEL CUERPO presenta dos vitelarios foliculares que penetran en el haptor. El ovario curvado está situado a 2,5 mm del extremo anterior y mide unas 478  $\mu$ m de largo. Tras el aparecen numerosos testículos foliculares en varias filas imbricadas. Los huevos son ovales, operculados y atenuados en ambos lados formando un apéndice corto y recto a cada lado. Pudieron observarse agrupados en pequeño número en la zona anterior del adulto en la desembocadura del útero.

OPISTOHAPTOR dividido en 4 pares de ventosas engrosadas con morfología típica. Las tres piezas esqueléticas principales de la ventosa miden 42, 67, 51, 52 y 47, 15  $\mu$ m

**Discusión taxonómica:** Con las características de la familia Dicliphoridae y la subfamilia Choricotylinae [517]. Dos ó tres géneros atacan a Sparidae (*Choricotyle taschenbergii* se incluye a veces en *Dicliphoropsis*). La presencia de un opistohaptor con 8 ventosas pedunculadas no separado del cuerpo por un estrechamiento marcado, y testículos post-ováricos que no entran en el opistohaptor lo asigna al gén. *Choricotyle*, que incluye unas 18 especies (Tabla 5.7). La única con parte de los vitelarios dentro del haptor, pedúnculos del haptor desiguales entre sí, un tamaño mayor de 5 mm y de Sparidae europeos es *Choricotyle chrysopteryi* Van Beneden *et* Hesse, 1863 [282, 426, 331, 370, 298, 283, 436, 401, 365, 195, 249, 113]. *Choricotyle pagelli*



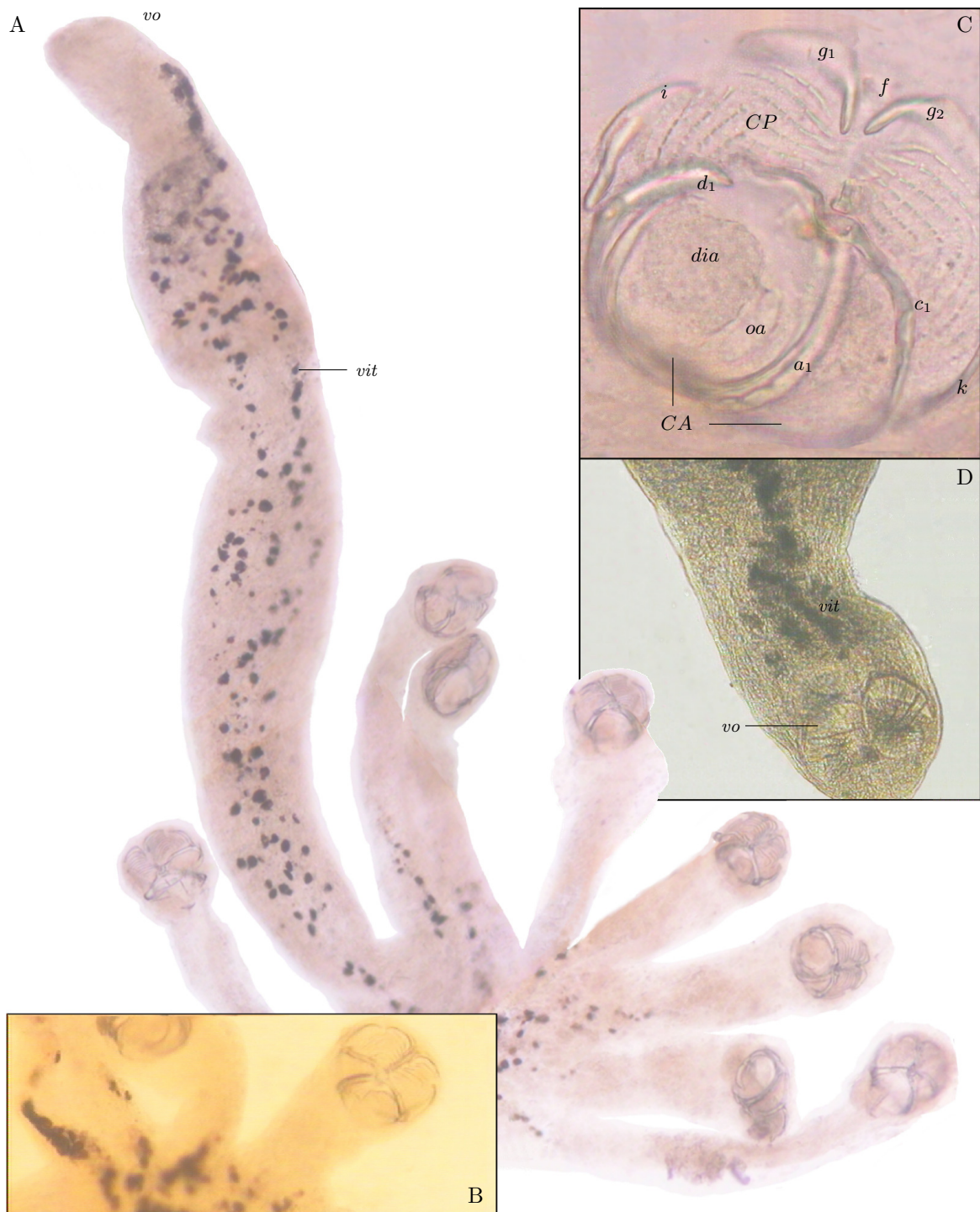


Figura 5.4: *Choricotyle chrysophryi*, A: Vista general. B: Detalle del extremo posterior sin ganchos larvarios. C: Detalle de una de las ventosas del opistohaptor. D: Detalle del extremo cefálico y la ventosa oral. E: (vit – vitelario; vo – ventosa oral. Morfología de las ventosas del opistohaptor: CA – cuadrante anterior separado en dos ventosas delimitadas por un esclerito central  $a_1$  y escleritos de las series  $c$  y  $d$ ; dia – diafragma; oa – esclerito oval accesorio. CP – cuadrante posterior comprendiendo dos ganchos  $g_1$ ,  $g_2$  y estructura rugosa de arcos concéntricos separadas por un esclerito central  $f$  y delimitada por escleritos  $i$ ,  $k$  y el par de escleritos  $g$ )



(Gallien, 1937) de brechas de España [88], es su sinónimo.

Tabla 5.7: Comparación entre nuestros ejemplares y otros Diclidophoridae: 1 indica carácter presente y 0 ausente. 1) Ventosas de estructura similar a las de la Fig. 5.4B, 2) vitelaria penetrando en el haptor, 3) pedúnculos del haptor desiguales, 4) gancho terminal, 5) longitud superior a 5 mm, 6) descrito en Sparidae [*Pagellus* (●), *Pagrus* (\*) y *Diplodus* (\*)] 7) numero medio de testis.

Especie	1	2	3	4	5	6	7	Distribución
<b>Presente trabajo</b>	1	1	1	0	1	●	>18	Europa
<i>C. chrysophryi</i>	1	1	1	0	1	●	30	Europa
<i>C. australiensis</i>	1	1	1	0	0	*	70	Australia
<i>C. caulolatil</i>	1	1	1	1	1	0	60	Pacífico NE
<i>C. brasiliensis</i>	1	1	1	1	0	0	19	Río Janeiro
<i>C. sonorensis</i>	1	1	1	1	? 0		40	Perú
<i>C. anisotremi</i>	1	1	0	0	1	0	90	Chile
<i>C. scapularis</i>	1	0	1	0	1	0	130	Chile
<i>C. aspinachorda</i>	1	0	0	1	1	0	29	Río Janeiro
<i>C. hysteroncha</i>	1	0	0	1	? 0		7	Florida
<i>C. labracis</i>	1	0	0	1	? 0		?	Europa
<i>C. orthopristis</i>	1	0	0	1	0	0	32	Río Janeiro
<i>C. crassicaudata</i>	1	0	0	? ? 0			?	?
<i>C. elongata</i>	1	0	0	? 1 *			120	Japón
<i>C. leonilavazquezae</i>	1	0	0	1	3	0	36	México W
<i>C. multitesticulae</i>	1	0	0	0	? 0		>60	India
<i>C. oregonensis</i>	1	0	0	0	1	0	?	Pacíf. NE
<i>C. pelloneae</i>	1	0	0	1	1	0	60	Pakistan
<i>C. polynemi</i>	1	0	0	? ? 0			?	China
<i>C. pseudosciaenae</i>	1	? ? ? ? 0					?	China
<i>C. simplex</i>	1	0	0	? ? 0			?	?
<i>(C. taschenbergii)</i>	0	1	0	0	0	*	?	Mediterr.
<i>Echinopelma euzeti</i>	0	? 1	0	? *			?	Argelia
<i>E. brasiliensis</i>	0	? 1	0	? *			?	Atlánt. SW

## Cl. Digenea

### O. Plagiiorchiidae

Fam. Opecoelidae Ozaki, 1925

Subfam. Plagioporinae Manter, 1947

*Pachycreadium* Manter, 1954

**Descripción:** (Figs. 5.5A,B en Pág 108 y 5.1E en Pág 100) basada en un ejemplar vivo del tracto digestivo. Cuerpo muy ancho (1629, 53 – 2099  $\mu\text{m}$  x 800, 98 – 1091, 89  $\mu\text{m}$ ) de 1,5 a 2 veces mas largo que ancho. Tegumento liso. Ventosa oral (283, 45 x 271, 70  $\mu\text{m}$ ) con una pequeña faringe bien marcada de tamaño ligeramente menor y un acetábulo enorme (918, 04 x 754, 44  $\mu\text{m}$ ) no pedunculado en disposición ecuatorial, que presenta un marcado pliegue circumacetabular y cuya apertura, transversalmente al eje del cuerpo, está rodeada por dos labios gruesos (Tamaño de los labios sin el reborde externo 714, 15 x

556, 38  $\mu\text{m}$ ). Una estructura alargada oscurecida por el acetábulo parece un saco del cirro. Bajo determinadas posiciones el ovario parece aparentemente cuadrilobulado. En vista ventral los vitelarios, foliculares, se extienden desde el acetábulo hasta el extremo posterior. En vista dorsal llegan a la ventosa oral dejando libre la zona preacetabular central y confluyen en la zona posterior. útero centrado en la zona media y anterior del cuerpo con huevos ovalados. Dos testículos post-uterinos en tándem.

**Discusión taxonómica:** La presencia conjunta de un enorme acetábulo rodeado de un pliegue circumacetabular marcado y la extensión de los vitelarios identifican a nuestro ejemplar como *Pachycreadium carnosum* (Rudolphi, 1819) de la familia Opecoelidae [518, 42, 43, 69, 8].

Doce géneros de ésta familia se han citado en Sparidae, incluyendo a las especies *Pycnadenoides senegalensis* y *Macvicaria crassigula*, que aparecen también en brechas mediterráneas y comparten muchas características con *Pachycreadium* [518, 42, 40, 43, 69, 8].

En las 7 especies de *Pycnadenoides* los vitelarios no se extienden por delante del acetábulo en vista dorsal quedando restringidos a la zona posterior del cuerpo [518, 43, 8]. Otra diferencia adicional es la relación entre la anchura de las ventosas oral y ventral (mucho menor en nuestro caso que en cualquier especie de *Pycnadenoides*) [8]. El acetábulo suele ser además de menor tamaño [8].

*Macvicaria* presenta vitelarios extendiéndose por la zona anterior en vista dorsal, dimensiones y una musculatura radial similares a la de nuestro ejemplar, pero carece de pliegue circumacetabular y las dimensiones del acetábulo son menores. *Pycnadena* se diferencia asimismo por la ausencia de pliegue acetabular, además presenta testículos opuestos [518, 42, 40, 43, 69, 8].

*Pseudopycnadena* presenta también un gran acetábulo que se extiende a todo el ancho del cuerpo y campos vitelarios que se extienden a la zona anterior del cuerpo, pero la estructura de la musculatura del acetábulo es diferente y los dos vitelarios se entremezclan dorsalmente oscureciendo toda la zona anterior del cuerpo hasta la ventosa oral [43]. En nuestro ejemplar se observa claramente una banda central sin vitelarios entre ambas ventosas.

*Allopodocotyle jaffensis* se ha citado en *Dentex dentex*, es muy similar a *Pycnadenoides* [7], pero al igual que *Podocotyle pedicellata* de dorada, *P. fracta* de sal-

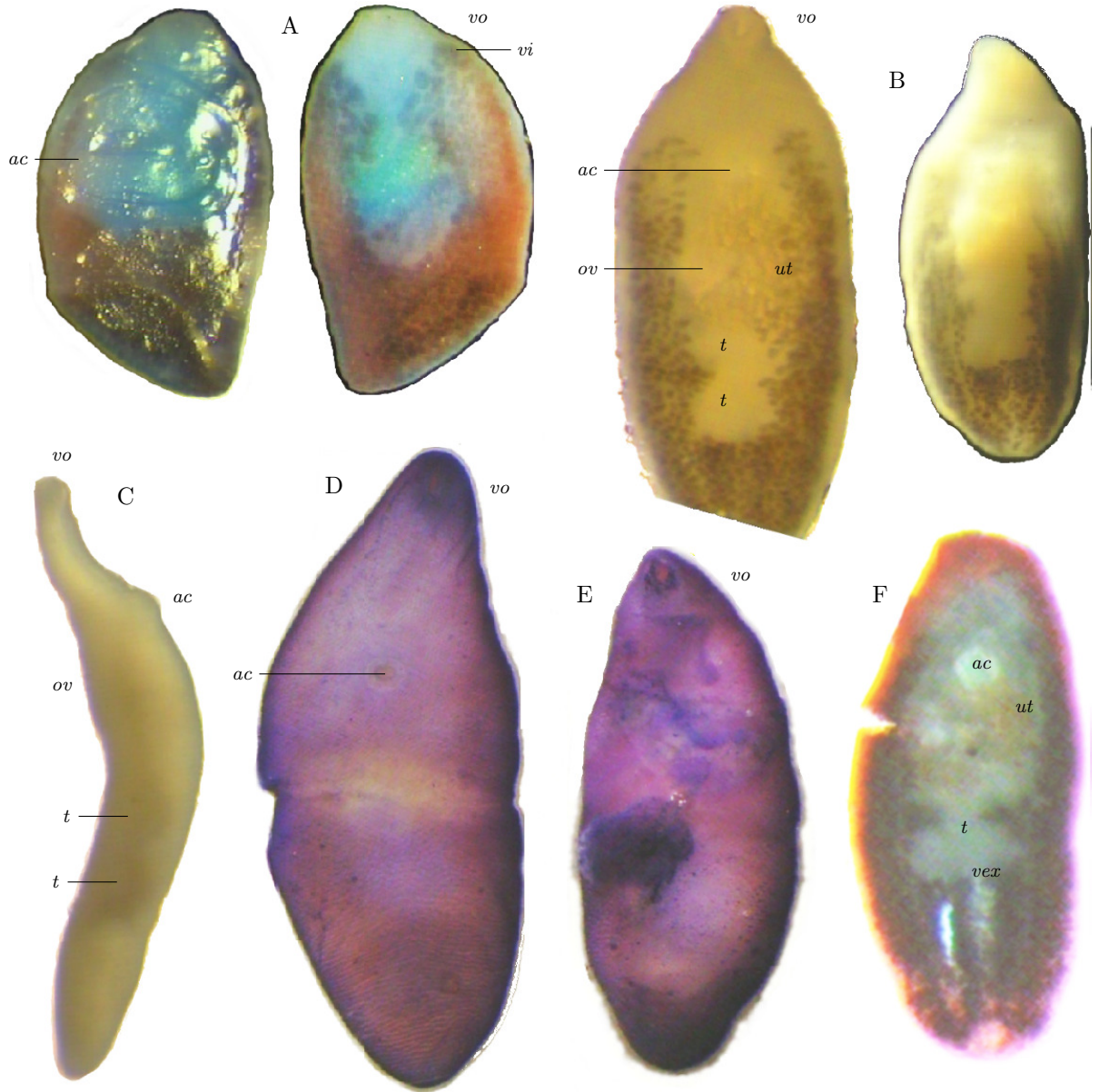


Figura 5.5: Algunos digenea parásitos de breca en Mazarrón.  
 A-B: Especies de tegumento liso; A. *Pachycreadium carnosum* (con extremo posterior doblado) y B. *Macvicaria* cf. *crasigula* (vistas ventral y dorsal),  
 C-F: Especies de tegumento espinoso; (D y E presentan además surcos y pliegues transversales) C. *Holorchis?*,  
 D-E. *Proctoeces?* (teñidos), F. *Holorchis micracanthum*. x40  
 ac – acetábulo; ov – ovario; t – testis; ut – útero; vex – vesícula excretora; vi – vitelarios; vo – ventosa oral

Tabla 5.8: Algunas medidas de los Polyopistocotylea encontrados ( $\mu\text{m}$ ). Se incluyen medidas de *M. erythrini* de dentón en Valencia según González [196] para comparar.

	<i>M. erythrini</i> (Mazarrón)		(Valencia)	<i>C. chrysophryi</i> (Mazarrón)	
	n	$Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$		n	$Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$
Long. total	2	4086 $\leftarrow$ 5043 $\pm$ $\rightarrow$ 6000	5200	2	1045 $\leftarrow$ 3522 $\pm$ $\rightarrow$ 6000
Ancho máx.	2	270 $\leftarrow$ 332 $\pm$ 89 $\rightarrow$ 395	411	2	575 $\leftarrow$ 578 $\pm$ 5 $\rightarrow$ 582
Distancia a atrio	3	280 $\leftarrow$ 307 $\pm$ 30 $\rightarrow$ 340	360	1	392
Long. cuerpo	2	2384 $\leftarrow$ 2567 $\pm$ 258 $\rightarrow$ 2750	3130	2	4100 $\leftarrow$ 4345 $\pm$ 346 $\rightarrow$ 4590
Long. opistohaptor	2	940 $\leftarrow$ 1085 $\pm$ 205 $\rightarrow$ 1230	1078	2	231 $\leftarrow$ 302 $\pm$ 99 $\rightarrow$ 371
Long. ventosa oral	2	75 $\leftarrow$ 76,4 $\pm$ 1,3 $\rightarrow$ 77	66	4	103 $\leftarrow$ 165 $\pm$ 52 $\rightarrow$ 221
Ancho ventosa oral	4	81 $\leftarrow$ 99 $\pm$ 14 $\rightarrow$ 113	88	1	107
Pares de pinzas del haptor (adultos)	9	41 $\leftarrow$ 48 $\pm$ 5 $\rightarrow$ 54	45-60	10	4
Pares de pinzas del haptor (juv.)	5	1 $\leftarrow$ 24 $\pm$ 14 $\rightarrow$ 36		1	4
Long. testis	5	46 $\leftarrow$ 52 $\pm$ 7 $\rightarrow$ 67		2	128 $\leftarrow$ 140 $\pm$ 18 $\rightarrow$ 153
Long. huevo	1	$\approx$ 200	203	8	180 $\leftarrow$ 213 $\pm$ 33 $\rightarrow$ 288
Ancho huevo				2	78 $\leftarrow$ 80,6 $\pm$ 4 $\rightarrow$ 83
Ancho grapa	2	34 $\leftarrow$ 40 $\pm$ $\rightarrow$ 47	46	3	388 $\leftarrow$ 413 $\pm$ 26 $\rightarrow$ 440
Long. grapa				2	384 $\leftarrow$ 387 $\pm$ 5 $\rightarrow$ 391

pa y *Opecoeloides*, se diferencian claramente de nuestro ejemplar por poseer un acetábulo pedunculado [518, 7]. Por último, dos especies de *Coitocoecum* de *Acanthopagrus*, *Helicometra* de *Pachymetopon* y otras dos de *Cainocreadium* de *D. dentex*, pueden separarse fácilmente por su morfología alargada con un acetábulo de menor tamaño, y en el primer caso, por los vitelarios restringidos a la parte posterior del cuerpo [518, 262].

Nuestra especie presenta el ovario aparentemente cuadrilobado, mientras que se ha descrito como entero en *Pachycreadium*. El género *Pachycreadium* presenta al menos otra especie (*Pachycreadium gastrocotylum*) parásita del pargo *Pagrus pagrus*, pero su distribución es Sudamericana [518, 42]. *Pachycreadium ovovatum*, por su parte, es un sinónimo de dos especies de *Macvicaria* [40]. *Pachycreadium carnosum* se ha citado en breca, dentón (*Dentex dentex*) y *P. pagrus* mediterráneos [42].

*Macvicaria* Gibson et Bray, 1892

**Descripción:** (Figuras 5.1B en Pág 100 y 5.5B en Pág 108) (Basada en dos ejemplares). Cuerpo ovalado de 2386x1036  $\mu\text{m}$  con cutícula *lisa*. Vitelario folicular extendiéndose por toda la parte posterior y que entra en la zona anterior en vista dorsal, quedando restringido a la zona posterior en la cara ventral. Ventosa oral de 175,53x203,96  $\mu\text{m}$ . Faringe pequeña y ACETÁBULO redondo de tamaño ligeramente superior al

de la ventosa oral y apertura transversa. Una masa más ancha que larga (vesícula seminal o cirro) de borde mal definido situado tocando el borde anterior del acetábulo. Trazas de una pequeña masa oval lateralmente bien separada a media altura entre acetábulo y faringe. Dos testículos en tándem postovarios de 264,08x354,33  $\mu\text{m}$  separados del ovario por una parte del útero. Ovario piriforme. útero alcanzando el borde anterior del primer testículo sin alcanzar el borde posterior del animal. Desde el final del testículo posterior al final del cuerpo hay 533  $\mu\text{m}$  ocupadas por los vitelarios que confluyen posteriormente salvo por un pequeño espacio sin vitelarios en el extremo. Huevos elipsoidales, sin filamentos.

**Discusión taxonómica:** Aunque no se han podido observar todas las estructuras importantes y distintivas, (estructura de la vesícula seminal y el cirro) tras compararlo uno a uno con todos los demás digeneos citados en Sparidae sólo encaja bien en Opecoelidae o Allocreadiidae. Entre las especies similares (Véase también la discusión de la especie anterior), la extensión de los vitelarios descarta a *Pyncadenoides* y la clara separación entre el ovario y los testículos y los campos vitelinos no confluyentes anteriormente lo diferencian de *Cainocreadium* [518]. *Pseudopyncadena* y *Pachycreadium* son claramente diferentes por el tamaño del acetábulo, en el primero además los campos vitelinos confluyen anteriormente y el segundo tiene pliegue acetabular. El acetábulo carece de las prolongaciones digitiformes características de *Opecoeloides*.

Las especies de *Podocotyle* descritas en Sparidae presentan ovarios no separados de los testículos por el útero [518] y *Plagioporus spari* presenta los testis al final del cuerpo, lo cual tampoco es nuestro caso.

Sus dimensiones y morfología general, con tegumento liso, testículos en tandem, bien separados del ovario, acetábulo sécil sin pliegue acetabular y extensión de los campos vitelinos apunta a algunas especies de *Macvicaria* [40]. Los vitelarios no alcanzan la faringe descartando a *M. dubia* de *Oblada melanura*. *Macvicaria crassigula* aparece en breca y presenta gran variación en la extensión de los vitelarios, incluyendo campos vitelinos mezclándose por delante del acetábulo o no según el hospedador [40]. Por todo ello y descartadas las demás opciones, y dado el tipo de hospedador lo atribuimos tentativamente a la familia Opecoelidae y a la especie *Macvicaria crassigula* (Linton, 1910).

Fam. Lepocreadiidae Odhner, 1905  
 Subfam. Aephnidiogeninae Yam., 1934  
*Holorchis* Stossich, 1901

**Descripción:** (Fig. 5.5F en Pág 108) basada en dos ejemplares del intestino. Cuerpo redondeado unas 2,6 veces más largo que ancho (aprox 4x1,5 mm). Tegumento espinoso en la mitad anterior del cuerpo, perdiendo gradualmente las espinas al acercarse al borde posterior (Fig. 5.5 B,C). Ventosa oral sin corona de espinas, de 281,18x279,92  $\mu\text{m}$ . Acetábulo cerca del borde anterior del cuerpo. 420,12x375,55  $\mu\text{m}$ . Cirro oval de tamaño ligeramente menor que el acetábulo solapándose con éste pero sin entrar en la parte posterior del cuerpo. Ovario en la primera mitad del cuerpo, posterior al acetábulo. Vitelarios extendiéndose hasta el extremo posterior del cuerpo. Dos testículos en tandem, separados. Vesícula excretora en forma de "I". Huevos ovalados sin apéndices.

**Discusión taxonómica:** La presencia de espinas en el tegumento, cirro musculoso oval, vitelarios que no se extienden por delante del acetábulo y dos testículos en tandem sugiere su pertenencia al género *Holorchis* (Lepocreadiidae). Entre las familias con tegumento espinoso que atacan a Sparidae, Monorchidae poseen un sólo testículo y Acanthocolpidae y Acanthostomidae presentan una corona de espinas circumoral.

Tres especies de *Holorchis* se han descrito sobre Sparidae y otros peces demersales en el Mediterráneo [37]. *Holorchis legendrei*, de Mullidae, se descarta por po-

ser un cirro mayor que el acetábulo, útero preovarico y ovario separado del acetábulo. *Holorchis micracanthum* y *H. pycnopus* aparecen en breca y se diferencian por el tipo de cuerpo, muy alargado en la última especie. Por lo tanto atribuimos nuestros ejemplares a *H. micracanthum*.

## O. Strigeida

Fam. Derogenidae Nicoll, 1910  
*Derogenes* Lühe, 1900

**Descripción** Basada en un ejemplar adulto de la zona posterior de la vesícula biliar en una breca cautiva. Cuerpo alargado con ventosa oral, farínge y acetábulo bien desarrollados. Tegumento liso con papilas en el extremo oral. Ventosa oral de 297  $\mu\text{m}$  de largo x 274  $\mu\text{m}$  de ancho. Sin prefaringe. Faringe seguida de un esófago muy corto. Vesícula dividida en dos zonas. Agujero presomático oval presente en la primera mitad del cuerpo. Acetábulo pequeño (432x390  $\mu\text{m}$ ), posterior a la mitad del cuerpo. útero en su mayor parte extendiéndose por la parte anterior del cuerpo ocupando desde el segundo tercio del cuerpo hasta el extremo posterior por detrás de los vitelarios. Huevos ovalados de 60  $\mu\text{m}$  de largo, dos de ellos aparecieron ya puestos con miracidio en su interior en la zona anterior de la vesícula biliar. Vitelarios compactados en una o dos únicas masas de bordes irregulares en disposición muy posterior pero sin llegar al extremo del cuerpo (ligeramente folicular pero muy compactada) más allá del acetábulo. Vesícula excretora probablemente en forma de I. Ausencia de ecsoma.

**Discusión taxonómica:** Aunque la presencia de agujero presomático es más propia de Hemiuridae, los vitelarios restringidos en masas compactas, las disposiciones de útero y acetábulo, la faringe en la parte anterior del cuerpo y los huevos sin apéndices espinosos lo identifican en el género *Derogenes* (Derogenidae) [518, 191]. Los Sparidae hospedan otros dos géneros de los 23 incluidos en Derogenidae (*Arnola* y *Magnibursatus*), pero su morfología y posición del acetábulo son claramente diferentes.

Existen unas 12 especies de *Derogenes*, incluidas 6 europeas [518]. Entre ellas, *D. minor* y *D. furhmanni* aparecen en perciformes Mediterráneos, *D. affinis* y *D. ruber* en Scorpaeniformes, *D. cazocelus* en peces planos y *D. varicus* se ha encontrado en gran variedad de peces atlánticos incluyendo el besugo pero probablemente es de aguas más frías. El estado del único ejemplar, destruido parcialmente durante su examen, no permite llegar a la especie.



Fam Hemiuridae Loos, 1899  
*Hemiurus* Rudolphi, 1809

**Descripción:** Basada en un ejemplar del estómago de un pez cautivo reproductor. Cuerpo alargado unas 6,5 veces más largo que ancho con un ecsoma ocupando aproximadamente una cuarta parte. Tegumento liso, con algunas estriás transversales pero sin espinas. No se observan manchas oculares. Ventosa oral 297, 66 x 274, 21  $\mu\text{m}$ . Acetábulo 432, 82 x 389, 60  $\mu\text{m}$  adelantado cerca del borde anterior del cuerpo. Faringe corta. Intestino bifurcado. Diámetro del acetábulo 60% del ancho del cuerpo en la zona media. Ovario oval con vitelarios formando 2 masas redondas de tamaño similar al ovario unidos al ovario. Vesícula seminal alargada y posterior al acetábulo en su totalidad. Utero lleno de huevos extendiéndose dentro del ecsoma. Ramas del tubo digestivo extendiéndose dentro del ecsoma pero bien separados del final del cuerpo. Dos testículos. Poro excretor terminal. Vesícula excretora en forma de 'Y' con las ramas anteriores tocando la faringe. Huevos finos elípticos operculados y sin filamentos.

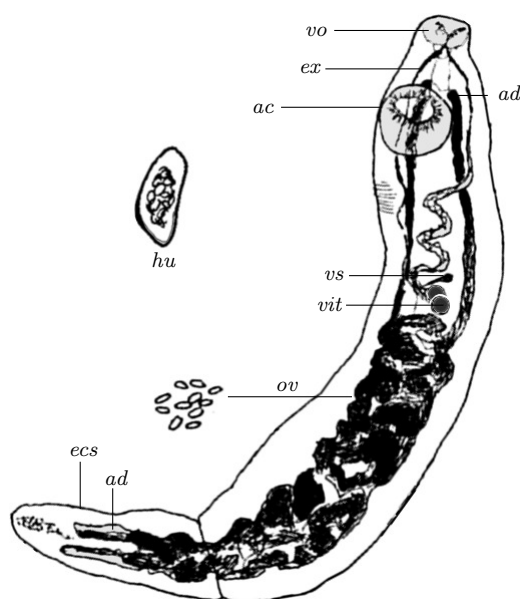


Figura 5.6: *Hemiurus* procedente de estómago de breca. ac – acetábulo, ad – asa sist. digestivo, ecs – ecsoma, ex – sist. excretor, hu – huevo, ov – ovario, vs – vesícula seminal, vit – masas vitelarias, vo – ventosa oral

**Discusión taxonómica:** Con las características del género *Hemiurus* (Hemiuridae) (ecsoma bien desarrollado, vitelario en dos masas compactas, vesícula seminal posterior al acetábulo y piel estriada) [191]. *Hemiurus communis* es la única especie citada en *Pagellus*

(besugo), mientras que *H. levinseni* (con un ecsoma mucho más corto) ataca a Lophiiformes [331, 280].

La gran fragilidad del ejemplar examinado, encontrado ya muerto y literalmente desintegrado al examinarlo, y la presencia de otro ejemplar muerto retenido en la red de la salida del agua del mismo tanque sugiere que es un artefacto introducido a partir de trozos descongelados de las lachas (*Alosa*) proporcionadas como alimento a los peces. *Hemiurus appendiculatus* y *H. luehei* son especies comunes en clupeiformes europeos [331, 280]. A falta de mejores datos, no puedo considerar a esta especie un parásito real de la breca en Mazarrón sino un artefacto debido al cultivo.

¿*Lecithochirium* Lühe, 1901?

**Descripción:** Dos ejemplares en el estómago en Agosto. (Descripción basada en un ejemplar). Cuerpo de 1,193 mm de ancho con un extremo anterior apuntado y un extremo posterior claramente truncado formando una concavidad a modo de un ecsoma invaginado. Acetábulo mucho mayor que la ventosa oral. Vitelario compacto formando una masa en la que se distinguen seis lóbulos visibles. útero enroscado en varias vueltas extendiéndose por las partes anterior y posterior pero acabando a 985  $\mu\text{m}$  del extremo final del cuerpo. Vesícula seminal oval, entera. La abundante presencia de huevos en toda la zona ovárica y testicular oscurece el resto de características taxonómicas.

**Discusión taxonómica:** Con las características de la familia Hemiuridae [518, 191], que presenta unos 10 géneros en Sparidae. Los vitelarios compactos y lobulados, la ausencia de plegamientos en la piel y el aspecto general sugieren el género *Lecithochirium*. *Lecithochirium musculus*, se ha citado en *D. dentex* y *L. microstomum* en *Calamus* [518, 191]. Ejemplares mal preservados y destruidos parcialmente durante el examen por lo que no podemos precisar más.

Otras especies

Dado el escaso material disponible, a menudo un único ejemplar dañado, o las dificultades taxonómicas, algunas especies no pudieron identificarse. Se comentan seguidamente a título meramente descriptivo.

Digenea sp. A.

**Descripción:** (Fig. 5.5D,E en Pág 108) Basada en dos

ejemplares. Cuerpo grueso y ancho, apuntado en ambos extremos y con la superficie densamente papilada en la parte anterior volviéndose claramente estriada en toda la zona posterior. Longitud 3145,39 x 1226,32 y 2598,69 x 1083,53  $\mu\text{m}$  respectivamente. Interior del cuerpo bastante opaco a pesar de la tinción. No se observan vitelarios lo que hace suponer que están reducidos a una única masa. Ventosa oral pequeña (259,29x232,43  $\mu\text{m}$ ), con apertura paralela al eje del cuerpo. ACETÁBULO llamativamente pequeño de 199,71  $\mu\text{m}$  en la mitad anterior del cuerpo, no pedunculado ni lobulado. Sin escama, (el ejemplar de la figura 5.5D aparenta presentar el cuerpo dividido por un escama, pero es un artefacto debido a la manipulación. Huevos ovalados, sin filamentos.

**Discusión taxonómica:** No identificado. Posible Aphanurus, Lepocreadium o Proctoeces.

Digenea B. ¿Lepocreadiidae?

**Descripción:** (Fig. 5.5G en Pág 108) Cutícula densamente papilada en la parte oral transformándose en estrías transversales en la zona posterior. Cuerpo alargado, especialmente la parte anterior, ensanchándose algo en la parte posterior. Superficie de la ventosa oral densamente papilada pero sin presentar corona de espinas, su tamaño es similar al acetábulo, dos testículos en tandem bien separados entre sí. Es uno de los digeneos más numerosos.

**Discusión taxonómica:** La familia de digeneos con tegumento espinoso más habitualmente citada en espáridos es Lepocreadiidae (cuerpo alargado o transversal-alargado, ventosa oral subglobular o infundibuliforme, prefaringe presente, faringe normalmente doliiforme, esofago normalmente presente, ciego que normalmente acaba pero puede dar lugar a dos anos o a un uoprocto, y el saco del cirro está presente casi siempre. Dentro de la familia *Holorchis* posee útero preovárico, 2 testículos, y ovario separado del acetábulo. Nuestros ejemplares presentan rasgos comunes con *Holorchis legendrei*, pero es necesario un mejor conocimiento sobre su anatomía para poder clasificarlos correctamente.

Digenea C. ¿Lepocreadiidae?

**Descripción** (Fig. 5.7) Medio ejemplar cortado al abrir un estómago. Cutícula espinosa perdiendo gradualmente las espinas hacia el extremo posterior, prefaringe y acetábulos similares a *Holorchis*, vitelarios foliculares, huevos ovalados sin filamentos y al menos un testis.

**Discusión taxonómica:** Difiere del anterior por la cutícula. Presenta rasgos comunes a *Holorchis* pero otros como la posición del ovario no coinciden. Al estar dañado es posible que estas posiciones se hayan modificado o interpretado incorrectamente y no sea representativo.

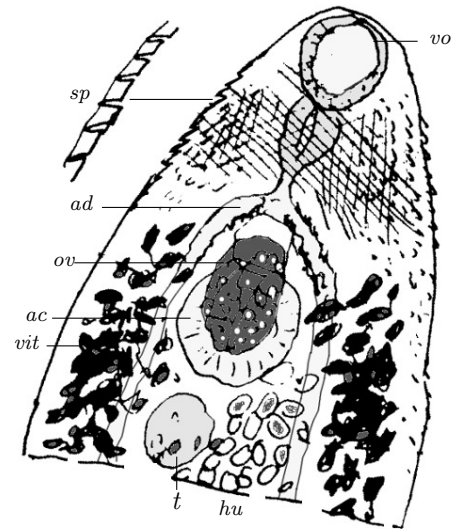


Figura 5.7: Digenea indeterminado (Lepocreadiidae?) procedente de estómago de breca. ac – acetábulo, ad – asa sist. digestiva, hu – huevos, ov – ovario, sp – espinas cuticulares, t – testis, vit – vitelarios foliculares, vo – ventosa oral

Cl. Cestoda (Fases larvarias)  
ó. Tetrphyllidea

Se detectaron dos metacestodos en el tracto digestivo de dos brechas de 177 y 172 mm en agosto. Los parásitos presentaron una ventosa oral y 4 botrios amplios sésiles y simples, libres por su zona posterior que no aparecieron acompañados por espinas y cada uno con una pequeña ventosa accesoria redonda en su base lo que les asigna al O. Tetrphyllidea. Al microscopio, la morfología del mismo animal en vivo puede cambiar notablemente según la luz recibida (Fig. 5.8D). La identificación a nivel genérico de formas larvarias de cestodos es problemática. Su morfología sugiere su pertenencia a la familia Phyllobothriidae ya que en los botrios no se observaron septos longitudinales ni transversales ni espinas pero podrían aparecer durante su desarrollo posterior, por lo que otras familias tampoco





Figura 5.8: Cestoda parásitos de breca. A: Pleroceroide indet. enquistado en ovario x16. B-C: Indeterminados del tracto digestivo. C presenta dos botrios. D: Tetraphyllideo encogido bajo luz fuerte, piriforme y con los 4 botrios dispuestos en cruz. Izda x100 y relajado con los botrios hacia atrás y movimiento serpentiforme, Centro y Dcha x50. bo – botrio, my – myzorhynchus, va – ventosa accesoria

pueden descartarse [106, 419]. *Pelichnibothrium speciosum* parásito del tiburón *Prionace glauca* presenta metacestodos prácticamente idénticos [449], mientras que otros géneros como *Anthobothrium*, parásito de *Acanthopagrus*, o *Phyllobothrium* se diferencian por la ausencia de ventosa accesoria o por presentar botrios bífidos posteriormente [106, 419].

Otras tres formas morfológicas no pudieron ser identificadas (Fig. 5.8A-C), comprendiendo metacestodos del tracto digestivo con 2 botrios inermes y poco marcados en agosto y diciembre en peces de 180 y 155 mm (Fig. 5.8B, Diphyllidea?) y un ejemplar con el extremo de la cabeza redondo similar a *Nybelinia* (Trypanorhyncha) en un pez de 408 mm de talla (Fig. 5.8C).

## Nemátodos

### Cl. Rhabditea O. Ascaridida

Superfam. Seuratoidea

Fam. Cucullanidae Cobbold, 1864

*Dichelyme* Jägerskiöld, 1902

**Descripción** (Fig. 5.9 en Pág 115) Nematodo estomacal

blanquecino de 2 – 3 x 0,48 mm con un esofastoma y un ciego intestinal ventral, ancho y dirigido hacia adelante que no alcanza el anillo nervioso y cuya longitud supone el 54 % del esófago. El esófago está expandido en ambos extremos, en su parte anterior presenta una cápsula bucal engrosada. La boca es una ranura armada con una fila de denticulos agudos dispuestos hacia el interior. El anillo nervioso rodea al esófago hacia el 25-30 % de su longitud. Sexos separados. El extremo de la cola es aguzado y sin espinas adicionales en ambos sexos.

**El macho** presenta un esofastoma que ocupa el 27,75 % de la longitud total del cuerpo (n=1) y es 4,7 veces más largo que ancho (n=2). Poco despues de que el esofastoma desemboque en un intestino recto y ancho a través de una válvula se observan dos deiridios redondos. Testis en forma de dos tubos enrollados alrededor de la zona media del cuerpo. En la parte posterior se observa el arranque de las dos espículas largas y subiguales, y más abajo presenta una ventosa preloacal con estrías musculares (poco marcada en la fotografía de la Fig. 5.9A). Ambas espículas sobresalen a través de la cloaca situada en el 93 % de la longitud del cuerpo (n=1) (Fig. 5.9B). El cuerpo se adelgaza rápidamente tras el ano formando una cola cónica corta.

La zona caudal del ♂ presentó varios pares de papilas caudales importantes taxonómicamente. Los dos primeros situados a igual distancia y a ambos lados de la ventosa caudal, el ter-

cero a medio camino entre la ventosa y la cloaca, y el cuarto poco antes de la cloaca. Todos ellos situados subventralmente y espaciados de manera que la distancia entre cada par va decreciendo ligeramente al acercarnos hacia la cloaca. Un quinto par preanal se dispone lateralmente poco antes del cuarto. se observó claramente una papila adanal impar en el labio anterior y un sexto par de papilas largas adanales en el labio posterior de la cloaca. El gubernáculo está presente pero la distorsión provocada por las espículas impidió examinar claramente su forma así como el número de papilas adanales (al menos un par de papilas adanales presentes). Dos espículas largas y subiguales. La zona postanal presenta al menos 2 pares de papilas ventrales que corresponderían a los pares 9 y 10 y un par adicional dorsal a la altura del último par que se atribuye al par 8. No se observaron claramente los fasmidios. Las papilas 7 y 9 están bien separadas y la cola no posee espinas accesorias en su extremo.

**La hembra** posee un esofastoma que ocupa el 26,25% del cuerpo (n=1) y es 4,3 veces más largo que ancho (n=1). Un intestino bastante recto de 144  $\mu\text{m}$  de ancho y dos ovarios, uno dirigido hacia adelante que llega al final del esófago y otro hacia atrás. Los ovarios contienen huevos ovales y sin filamentos y manchas pigmentadas en masas foliculares de unas 67,6  $\mu\text{m}$  que podrían ser ovocitos sin desarrollar. Vulva no prominente. La cola presenta dos fasmidios redondos y un par de papilas dispuestos lateralmente en trapecio y su extremo es romo.

**Discusión taxonómica:** El esofastoma, un esófago con una hendidura en el extremo que hace de apertura oral armada con una hilera de pequeños dentículos córneos, es característico de la familia Cucullaniidae. La disposición de las papilas caudales, hospedador perciforme, un ciego intestinal y cuerpo corto clasifican a nuestros ejemplares en el género *Dichelyne* que incluye a más de 40 especies [331, 124, 198, 53]. La presencia de ventosa precloacal y sólo tres pares de papilas precloacales los clasifica en el subgénero *Cucullanelus* [396, 94, 198].

La Tabla 5.9 compara a nuestros ejemplares con otras 42 especies de Cucullaniidae incluyendo a 9 citadas en Sparidae. Algunas especies, incluyendo a las mediterráneas *D. tripapillatus* y *Cucullanus* spp., se distinguen fácilmente de nuestros ejemplares por tener espinas al final de la cola, tener espículas ensanchadas en su extremo, no presentar un único ciego intestinal o no tenerlo en posición ventral [488, 124, 94]. *Dichelyne* (*Cucullanelus*) *abbreviatus* de Sciaenidae mediterráneas es mayor, está pobremente descrita y se considera *species inquirendae* actualmente [488, 345].

Tabla 5.9: Comparación de nuestros ejemplares con otros Cucullaniidae.

1) Núm. de ciegos intestinales. 2) Cola  $\sigma\sigma$  no espinosa. 3) Ventosa precloacal en  $\sigma\sigma$ . 4) Marino-Estuarino. 5) Parasito habitual de Percoidea, 6) Europeo y 7) Citado en Sparidae regular u ocasionalmente [1 *Pagrus auratus*, 2 *Sparus aurata*, 3 *Diplodus cervinus*, 4 *Pagellus erythrinus*, 5 *P. bogaraveo*, 6 *Dentex*]. 8) Espículas similares. 9) Papilas caudales 7 y 9 juntas en  $\sigma\sigma$ . A) Long. media  $\sigma\sigma$ . B) Espícula engrosada o bifurcada distalmente. C) Porcentaje del cuerpo ocupado por el esofastoma en  $\sigma\sigma$ . Spp. de validez dudosa entre paréntesis. Fuentes: [488, 519, 496, 89, 453, 124, 94, 198, 484, 297, 420, 297, 11, 345, 346]

Especie	1	2	3	4	5	6	7	8	9	A	B	C
<b>Presente trabajo</b>	1	1	1	1	1	4	1	0		3,0	0	26,3
<i>D. (C.) adriaticus</i>	1	1	1	1	1	2	1	1		3,9	?	?
<i>D. (C.) minutus</i>	1	1	1	1	1	0	1	1		3,8	?	?
<i>(D. (C.) abbreviatus)</i>	1	1	1	1	1	0	1	1		8,0	?	9
<i>D. (C.) pleuronectidis</i>	1	1	1	1	0	1	1	?		5,0	0	?
<i>D. (C.) sheardi</i>	1	1	1	1	0	1	1	?		?	1	?
<i>D. (C.) jialaris</i>	1	1	1	1	0	0	1	?		5	1	13,7
<i>D. (C.) elongatus</i>	1	1	1	1	0	0	1	1		6,1	0	14,5
<i>D. (C.) mariaejuliae</i>	1	1	1	1	0	0	1	1		5,5	0	14,2
<i>D. (C.) tornquisti</i>	1	1	1	1	0	0	1	0		4,0	0	13,7
<i>D. (C.) wallagoni</i>	1	1	1	1	0	0	?	?		?	?	?
<i>D. (C.) szidati</i>	1	1	1	1	0	0	1	0		7,0	0	10,6
<i>D. (C.) branchiostegui</i>	1	1	1	1	0	0	1	?		?	0	?
<i>D. (C.) amaruincai</i>	1	1	1	1	0	0	?	?		?	?	?
<i>D. (C.) cnidoglanis</i>	1	1	1	0	0	1	1	?		5,1	0	?
<i>D. (C.) dichelyneformis</i>	1	1	1	0	0	0	1	1		5,0	1	?
<i>D. (C.) fraseri</i>	1	1	1	0	0	0	1	1		5,0	?	?
<i>D. (C.) cotyllophora</i>	1	1	1	0	1	0	0	1		4,0	?	?
<i>D. (C.) bullocki</i>	1	1	1	0	0	0	0	?		?	?	?
<i>D. (D.) fastigiatus</i>	1	1	0	1	1	0	0	?		?	?	?
<i>D. (D.) pomadasysi</i>	1	1	0	1	1	0	0	?		?	0	?
<i>D. (D.) etelidis</i>	1	1	0	1	1	0	0	1		8,2	?	12,0
<i>D. (D.) fossor</i>	1	1	0	0	1	0	0	?		?	?	?
<i>D. (D.) lepisosteus</i>	1	1	0	0	0	0	0	?		?	0	?
<i>D. (D.) robustus</i>	1	1	0	0	0	0	0	?		?	?	?
<i>D. (D.) leporini</i>	1	1	0	0	0	0	1	?		?	?	?
<i>D. (D.) moraveci</i>	1	1	0	0	0	0	1	?		3,2	0	17,8
<i>D. (D.) pimelodi</i>	1	1	0	0	0	0	1	?		?	?	?
<i>D. (N.) dighaensis</i>	1	1	0	1	1	0	0	?		?	?	?
<i>D. (D.) rasheedae</i>	1	0	0	1	1	0	1	?		4,5	?	?
<i>D. (D.) alatae</i>	1	0	0	1	1	0	0	?		2,8	?	7,6
<i>D. (D.) spinigerus</i>	1	0	0	1	1	0	0	1		3,1	0	16,4
<i>D. (D.) longispiculatus</i>	1	0	0	1	1	0	0	?		?	?	?
<i>D. (C.) tripapillatus</i>	2	1	1	1	1	3	1	1		4	?	?
<i>D. (C.) travassoi</i>	2	1	1	0	0	0	?	?		?	?	?
<i>(D. diplocaecum)</i>	2	1	0	0	0	0	?	?		?	?	?
<i>D. (D.) hartwichi</i>	2	0	0	0	0	0	1	?		1,8	?	20,0
<i>D. (D.) mexicanus</i>	2	0	0	0	0	0	0	0		3,1	1	10,0
<i>D. (D.) japonicus</i>	2	0	0	1	1	0	0	?		?	?	?
<i>D. (D.) spinicaudatus</i>	2	0	0	1	1	0	0	?		4,3	?	?
<i>D. (D.) indentatus</i>	2	0	0	1	1	0	0	?		?	?	?
<i>D. (D.) diminutus</i>	2	1	0	1	1	0	0	1		2,3	?	?
<i>D. (N.) tasmanicus</i>	?	?	1	1	1	0	1	?		?	?	?
<i>D. (D.) bonacii</i>	2	1	0	1	1	0	0	1		7,2	?	12,8
<i>Cucullanus cirratus</i>	0	1	1	1	0	1	6	1		?	?	?
<i>C. chrysophrydis</i>	0	0	1	1	1	0	5	0		6,0	?	12,9

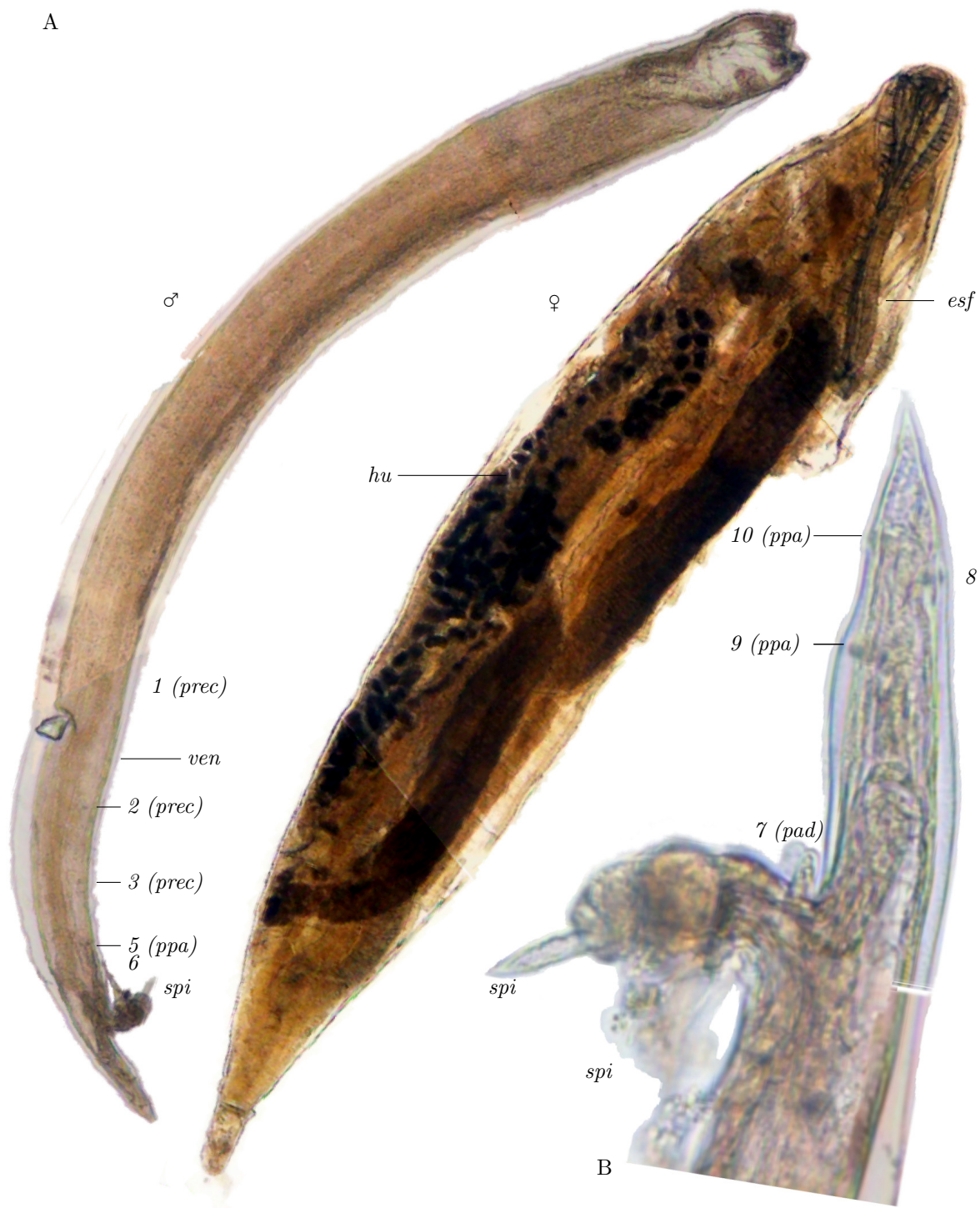


Figura 5.9: *Dichelyne minutus* A) morfología general de ♂ y ♀ in toto, tinción ligera de azul de toluidina. B) detalle de la cola del macho con las espículas exertas.

esf – esofastoma, sp – espícula, ven – ventosa caudal, prec – papila precloacal, pad – papila adcloacal, ppa – papila post-anal, hu – huevos. La ♀ en A está aplastada por apareciendo más ancha de lo normal.



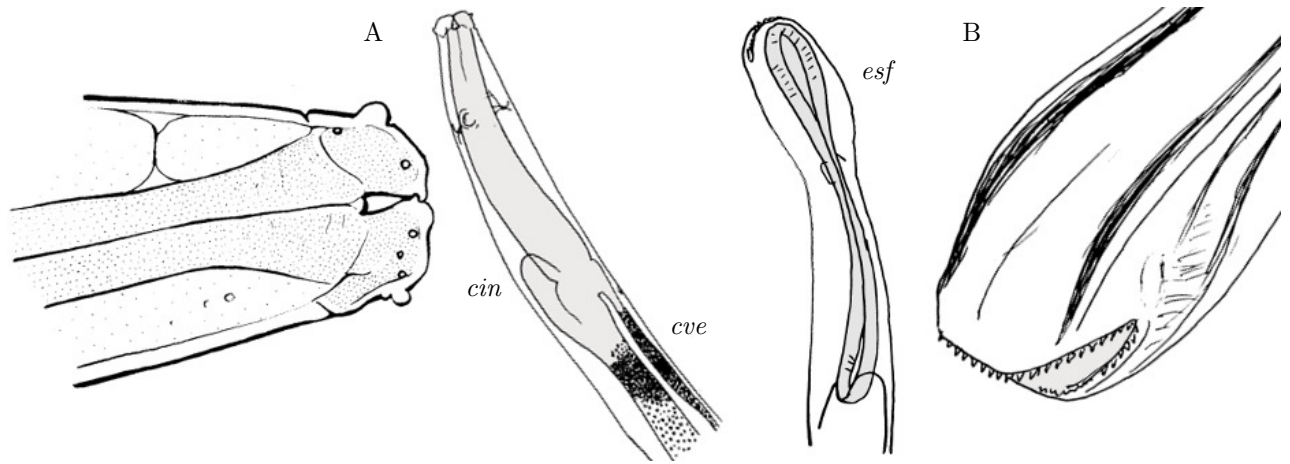


Figura 5.10: Detalles de la cabeza y zona anterior de *Hysterothylacium fabri* (A) y *Cucullanus* sp. (B).  
cin – ciego intestinal, cve – ciego ventricular, esf – esofastoma

La tabla acota razonablemente los candidatos restantes a dos especies mediterráneas: *Dichelyne adriaticus* y *D. minutus* que se diferencian por la posición del poro excretor respecto al anillo nervioso y pequeñas variaciones en la talla de algunas papilas caudales. Esas estructuras no pudieron observarse en nuestros ejemplares y la posición de la papila 9 planteó también problemas al ser distinta de lo esperado.

La primera es una especie pobremente conocida de dorada, identificada en contadas ocasiones. La segunda es propia de Gobidae, Pleuronectiformes y otros peces costeros de fondos blandos consumidores de moluscos y poliquetos. Sus primeras fases larvianas se han encontrado en *Abra* y *Nereis*, todos ellos, como hemos visto, son presas de breca. Por todo ello clasificamos a nuestros ejemplares como *Dichelyne* (*Cucullanellus*) *minutus* (Rudolphi, 1819), que aunque no está descrita en Sparidae, aparece en el mismo hábitat y misma cadena trófica de la breca, lo que la sitúa en una inmejorable posición para poder parasitarla.

*Cucullanus* Müller, 1777

**Descripción:** Una única hembra larga y fina en el tracto digestivo. Cápsula bucal en un esófago largo y estrecho. Boca transversal con dos labios rodeados de más de 26 denticulos pero sin dientes aislados de gran tamaño (Fig. B en Pág. 116). Ausencia de ciego intestinal. Cola atenuada acabada en un pequeño mucrón recto (Fig. 5.23 en Pág. 138).

**Discusión taxonómica:** Con las características de

la familia Cucullanidae y perteneciente al género *Cucullanus* por carecer de ciego esofágico y la forma de la boca y cola. Éste género agrupa a más de 100 spp. en varios subgéneros [89, 336, 94, 57, 199] y 4 al menos atacan a Sparidae, incluidas dos europeas (*C. cirratus* de denton y *C. stossichi* de sargos), y otra del atlántico africano (*C. chrysophrydis* de dorada y besugo). Otras, como *C. longicollis* o *C. carbonelli*, atacan a peces demersales mediterráneos de fondos blandos [519, 237].

Al no haber encontrado machos, en los que se basan las claves, no se pudo identificar la especie de nuestro ejemplar, aunque pueden descartarse las especies de *Cucullanus* (*Neocucullanus*) de Sudamérica que poseen una cola obtusa claramente diferente) e *Indocucullanus*, de la India, que poseen dientes laterales grandes y conspicuos; además ambos atacan a peces de agua dulce [519].

Superfam. Ascaridoidea  
Fam. Anisakidae (Hartwich, 1957)  
*Hysterothylacium* Ward y Magat, 1916

**Descripción** (Fig. 5.11 en Pág. 117) **Hembra y larvas 3 y 4.** Nemátodos transparentes libres en la cavidad visceral e intestino, pequeños (15-20 mm) con cuerpo unas 58 veces más largo que ancho ( $n = 1$ ). Cuerpo de  $\approx 298 \mu\text{m}$  de ancho ( $n=4$ , rango 167-337). Tres labios en la cabeza bien marcados con una constricción ligera en su base. Interlabios pequeños ( $\approx 1/5$  del labio) sin surcos internos (Fig. 5.11). Esófago recto acabado en

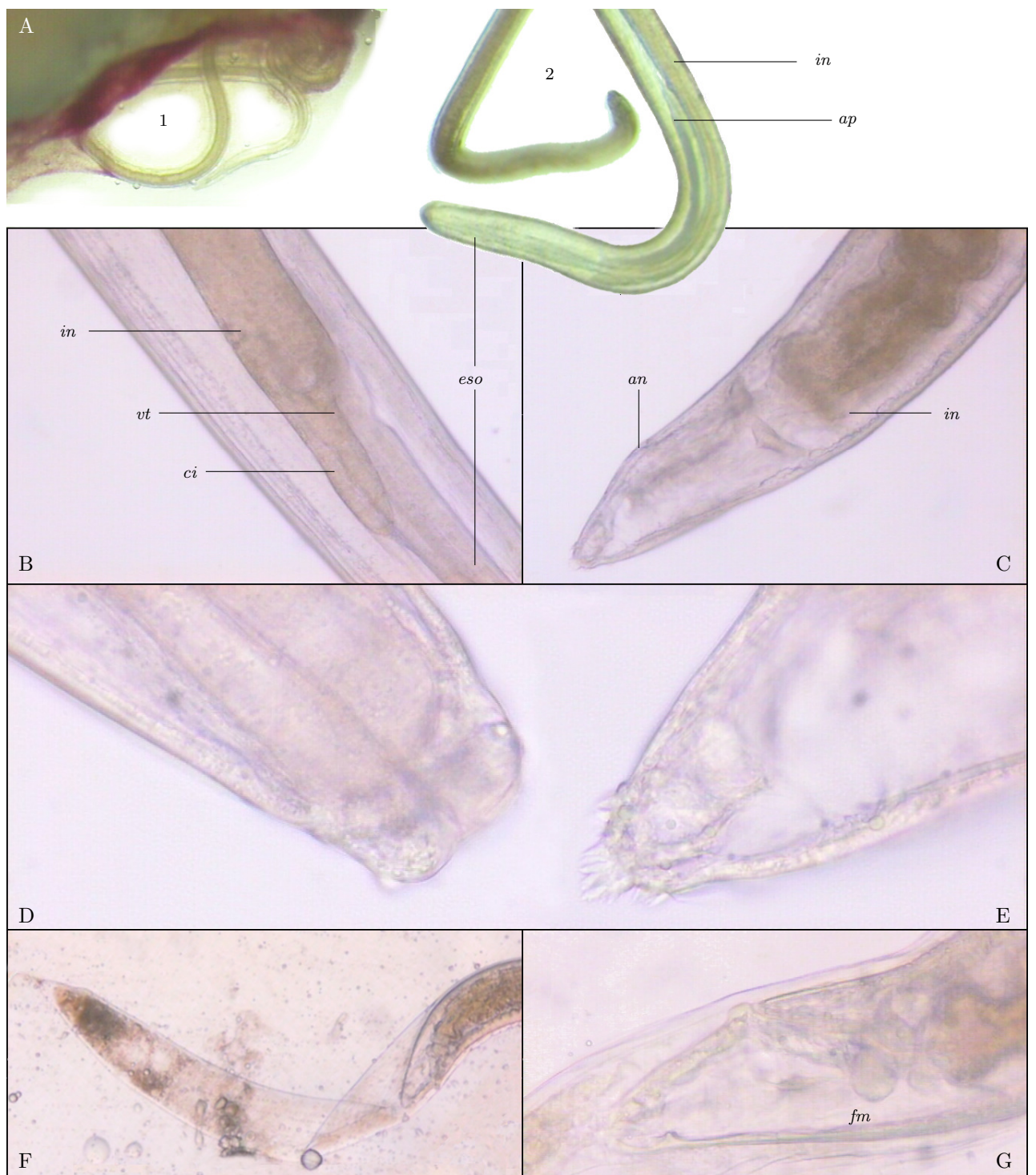


Figura 5.11: Morfología de *Hysterothylacium fabri* A) 1. Parásito vivo ♀ en la cavidad visceral x25. 2. Cabeza y cola de un ejemplar procedente de la superficie hepática x40. B) Detalle del ciego intestinal x100. C) Detalle de la cola de la ♀ x100. D) detalle de la cabeza x200. E) Detalle del mucrón espinoso de la cola x400. F) Larva 4 envuelta en la cutícula de la larva 3 x50. G) Detalle de la cola de la larva 4 x200.

an – ano; ap – apéndice ventricular; ci – ciego intestinal; eso – parte muscular del esófago; fm – fasmidio; in – intestino; vt – ventrículo esofágico

un ligero estrangulamiento, que marca el inicio del ventrículo, y con dos ciegos, uno intestinal corto dirigido hacia adelante y otro ventricular largo y fino hacia atrás (Fig. 5 A). El esófago ocupó  $\approx$  el 7% de la longitud total del cuerpo ( $n=1$ ). El apéndice ventricular fue  $\approx$  1, 2 veces más largo que el esófago y entre 7, 5 y 9 veces más largo que el ciego intestinal ( $n=2$ ). Alas laterales no aparentes, no marcadas anteriormente en cualquier caso. Cutícula con estriaciones. Dos cordones de huevos serpenteando por toda la zona posterior del cuerpo que terminan antes del intestino y cola acabada en una espina (Larva 3) o en un pequeño mucrón espinoso (Fig. 5.11E).

**Discusión taxonómica:** Con las características de la familia Anisakidae, que presenta al menos 10 especies en Sparidae. La presencia de parásitos adultos con tres labios, 2 ciegos gástricos, poro excretor esofágico alejado de la boca y cola con un mucrón espinoso lo clasifica en el género *Hysterothylacium*. *Contracaecum* es similar pero no madura en peces y su poro excretor se sitúa en diferente posición.

*Hysterothylacium* consta actualmente de unas 61 especies, clasificadas inicialmente en *Contracaecum* o *Thynnascaris*, de las cuales unas 16 son exclusivas de agua dulce [352, 489, 490, 411]. Nuestros ejemplares pertenecen a la especie *Hysterothylacium fabri* (Rudolphi, 1819) por las siguientes características: 1) Especie marina, 2) Extremo de la cola recubierto de espinas diminutas 3) Apéndice ventricular muy largo, de entre 7 y 12 veces la longitud del ciego intestinal y algo mayor que el esófago (1,4 en *H. fabri*), 5) Distribución Mediterránea, 6) ausencia de alas laterales y 7) forma de los labios e interlabios. Además, esta especie ataca a peces demersales asociados a fondos blandos, como besugos, *Mullus surmuletus* o *Trachinus draco*, que comparten hábitat y presas con la breca [237, 9, 121].

Entre las especies citadas en Sparidae, *H. rigidum*, *H. aduncum*, de España, e *H. rhacodes*, de Israel, poseen un apéndice ventricular mucho más corto y en el último caso además, arrugas características en la piel de la cola [131, 519, 443]; *H. reliquens*, de Norteamérica, posee pequeñas alas cefálicas y labios hinchados con una constricción transversal media [505]; *H. pagrosomi* y la forma larvaria *Contracaecum naitoi* son exclusivas del área indopacífica [77].

En el Mediterráneo habitan otras especies similares, pero que atacan a peces pelágicos o de otros órdenes, presentan relaciones muy diferentes entre las medidas

de esófago, apéndice ventricular y ciego (*H. petteri*, *Maricostula incurva*), carecen de espinas en la cola (*H. cornutum*, *H. corrugatum*) o poseen labios muy diferentes (*H. bifidalatum*) [443, 77, 505, 34, 504].

#### *Contracaecum* Railliet et Henry, 1912

**Descripción** (Fig. 5.12 en pág. 119) Basada en un único nematodo del tracto digestivo de 2390 x 122  $\mu$ m. El cuerpo se ensancha tras una breve zona cefálica manteniendo una anchura uniforme hasta acabar en una cola corta sin espinas caudales ni mucrones (Fig. 5.15 A, en pág. 122). Cutícula anillada regularmente en toda la longitud del nematodo. La ornamentación de los anillos se limita a un engrosamiento anterior, sin espinas en la cutícula. Al microscopio óptico la cabeza es roma, sin ornamentación bucal ni papilas cefálicas aparentes. Esófago oscurecido por un ciego intestinal y un ciego ventricular largo y grueso dirigido hacia atrás. Intestino con musculatura estriada longitudinalmente. Ano subterminal y cola corta y roma. no se observaron espículas. Probable larva.

#### Discusión taxonómica

La presencia de ciego intestinal y apéndice ventricular lo asignan a *Goezia* o *Contracaecum* (Anisakidae). Las larvas encapsuladas de *Hysterothylacium fabri* presentaron un ancho similar, pero su morfología es claramente diferente lo que las descarta (son mucho más largas y de cutícula lisa). El género *Goezia* tiene al menos 18 especies de las cuales cuatro son europeas [130]. *Goezia ascaroides*, de *Silurus*; y *G. sigalasi*, *G. annulata* y *G. kollari* que atacan entre otros peces mediterráneos a *Trachinus*, *Diplodus* y dorada respectivamente [519]. *Contracaecum* por su parte son parásitos de aves y mamíferos piscívoros que usan a los peces como hospedadores intermedios de sus larvas. Al no presentar hileras de diminutas espinas siguiendo el perímetro de los anillos cuticulares atribuimos nuestro ejemplar a *Contracaecum* spp. La identificación de especies de *Contracaecum* y *Goezia* requiere examinar al menos las papilas del macho y con las larvas es preciso recurrir a análisis moleculares [339]. Es poco probable en cualquier caso que estemos ante una especie propia de focas, pelícanos o pingüinos. Un posible hospedador definitivo en Mazarrón es el cormorán grande, que alberga a *Contracaecum microcephalum*, *C. carlislei* y, en lagunas, también especies del complejo *C. rudolphii* [36, 339, 499].





Figura 5.12: *Contracaecum* spp. del tracto digestivo de breca: A: Detalle de la cabeza x100 B: Vista general x50. cve – ciego ventricular; cin – ciego intestinal.

### O. Camallanida

Superfam. Dracunculoidea

Fam. Philometridae, Baylis y Daubney, 1926

*Philometra* Costa, 1845

#### Descripción (Fig. 5.13 en Pág 121)

HEMBRA GRÁVIDA Nematodo rojo largo y fino de 59,290 mm de longitud alojado dentro del ovario de breca ♀ maduras durante el mes de Julio (Fig. 5.13 A). La anchura media del cuerpo fue de 348,9  $\mu\text{m}$  n=5, rango:300-369, Fig. 5.15D) siendo similar en toda su longitud y su cuerpo fue unas 180 veces mas largo que ancho. CABEZA redondeada con glándula esofágica alargada partiendo desde cerca del extremo. No se observó bulbo esofágico. Al microscopio óptico la cabeza aparece desprovista de estructuras remarcables, la apertura oral apenas sobresale como un diminuto botón de tres valvas bastante difícil de distinguir y que podría estar acompañado por dos papilas cefálicas a ambos lados pero poco perceptibles y que no pudieron confirmarse (Fig. 5.23 en Pág. 138). El cuerpo se oscurece pronto por un intestino negro muy opaco aún tras ser aclarado en glicerina, en vivo es rojo, pasando a un tono blanquecino en alcohol. En cortes histológicos en sección trasversal se observó una cutícula lisa con cuatro cordones musculares dos de los cuales se aplanan en ejemplares grávidos, un tubo digestivo oval bordeado de negro y un útero ocupando casi todo el ancho del cuerpo con embriones alargados (Fig. 5.13 D,E). Cola acabada en una pequeña papila (Ver también Fig. 2.4.A en Pág. 30).

HEMBRA INMADURA Encontradas en Septiembre en el ovario. En sección transversal muestran únicamente el tubo digestivo y el ovario, pero no embriones (Fig. 5.14 C).

**Discusión taxonómica:** La ausencia de labios, presencia de embriones, el intenso color rojo sangre y el área parasitada lo identifica como Philometridae (Dracunculoidea), que incluye 115 especies parásitas de peces en 13 géneros [338] [509, 58, 347, 483, 342, 510, 349, 53]. La familia presenta una taxonomía complicada y actualmente está en un importante proceso de revisión y cambio, con varios géneros nuevos descritos desde 2001 [342, 338]. La morfología y localización de las hembras grávidas en el ovario, hábitat marino, glándula esofágica alargada de gran tamaño y partiendo próxima del extremo cefálico y la cutícula lisa, sin papilas, lo clasifica en el género *Philometra* [509, 58, 347, 483, 342, 510, 349, 53, 350]. El otro género de la familia citado en Sparidae, *Philometroides*, ocupa un lugar diferente y presenta abultamientos irregulares en la cutícula de las hembras grávidas, lo que lo descarta.

Sólo diecinueve de las aproximadamente 65 especies de *Philometra* existentes presentan hembras grávidas en gónadas de peces marinos; de ellas *P. inimici*, *P. managatuwo* *P. sciaenae*, *P. scomberomori*, *P. sebas-*

*tici*, *P. cephalus* y *P. pellucida* son especies Pacíficas o Indo-Pacíficas y *P. margolisi* y *P. carolinensis* del Atlántico NW [509, 223, 349, 343, 344, 351, 242, 269, 340, 511]

En el Mediterráneo se han citado 9 especies: *Philometra serranellicabrillae* de cabrillas, *P. justinei* de peritoneo de salmonetes y no alcanzando los 2cm de longitud, *P. saltatrix*, *P. globiceps*, *P. fusca*, *P. scomberesocis*, *P. congerivulgaris*, *P. tauridica*, *P. lateolabracis* y *Philometra filiformis* [351]. Las hembras de *Philometra* son muy uniformes y es preciso examinar el macho para identificarlas [348].

*Philometra lateolabracis* es una especie cosmopolita citada en 2004 en España como *P. jordanoi* [324, 351]. Moravec apuntaba en 2005 la posibilidad de que esta especie (presente en gónadas de 15 familias de perciformes y pleuronectiformes ?? incluyendo desde pargo rojo japonés a meros mediterráneos) sea en realidad un complejo de varias similares [453, 223, 344]. Las papilas cefálicas de *P. lateolabracis* son indistintas en vista lateral y su esófago esta solo ligeramente ensanchado, datos similares a nuestros ejemplares. Los datos para la anchura de su cuerpo son variables pero menores que los de nuestros ejemplares (entre 63 y 299  $\mu\text{m}$  [344], frente a las 348 $\mu\text{m}$  de los nematodos de Mazarrón).

*Philometra filiformis* (Stossich, 1896) es la única especie mediterránea en la que el esófago no se ensancha anteriormente [351] y su macho no fue descrito hasta 2009 [343, 180]. Comparte con nuestros ejemplares la presencia de corpúsculos negros en el interior de las larvas presentes en el útero (Fig. 5.13 D), talla, afectar a gónada de *Pagellus* (y *Trachinus draco*) mediterráneos [351], ausencia de papilas cefálicas aparentes y ser la única especie citada sobre breca hasta la fecha; encajando perfectamente [344, 351].

Cl. Enoplia Trichuroidea  
Trichiuridae Railliet, 1915  
Capillariinae

**Descripción** (Fig. 5.14) Hembra. Nematodo muy fino de 44,5  $\mu\text{m}$  de ancho, con 17 grandes huevos con forma de “grano de arróz” dispuestos en una única hilera en el centro del cuerpo.

Vulva ligeramente saliente. Los huevos, no embrionados, midieron  $\approx 70 \times 31 \mu\text{m}$  y presentaron una cutícula gruesa adelgazada en ambos polos formando un opérculo a cada lado. Cabeza apuntada sencilla sin cápsula bucal ni otras estructuras labiales aparentes. Cola atenuada con extremo romo. Se encontró en dos ocasiones en el estómago en pleno verano.

**Discusión taxonómica** La presencia de huevos bioperculados no embrionados y la morfología del nematodo lo asigna a la superfamilia Trichuroidea subfamilia Capillariinae (Trichiuridae) [443]. con 6 de los ocho géneros parásitos de peces posibles *Pseudocapillaria* y *Capillaria* como parásitos intestinales [500], subdividido en 9 géneros posteriormente [443].

En Sparoidea también se encuentran representantes del genero *Huffmanella* (anteriormente clasificado en Capillaridae) y que aparece ocasionalmente en el Mediterráneo, pero que se distingue por ser histozoico o branquial y tener huevos embrionados [341, 253]. No hemos encontrado huevos de este tipo en las branquias examinadas. Las especies de *Calodium* son parenquimatosas [500]. Existen al menos 300 especies y la identificación de los géneros se basa en la morfología del macho por lo cual no se puede identificar a un nivel menor al de subfamilia a las dos hembras encontradas.

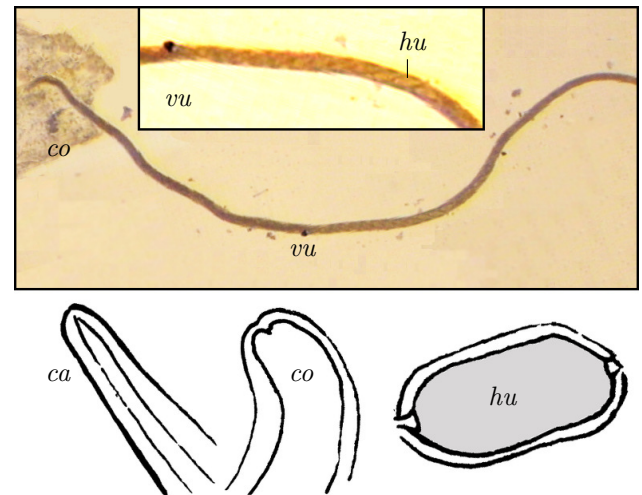


Figura 5.14: *Trichiuridae capillariinae* ♀ gen. sp. del tracto digestivo de breca. Zona posterior. ca – cabeza, co – cola, vu – vulva, hu – huevos uniseriados. X40



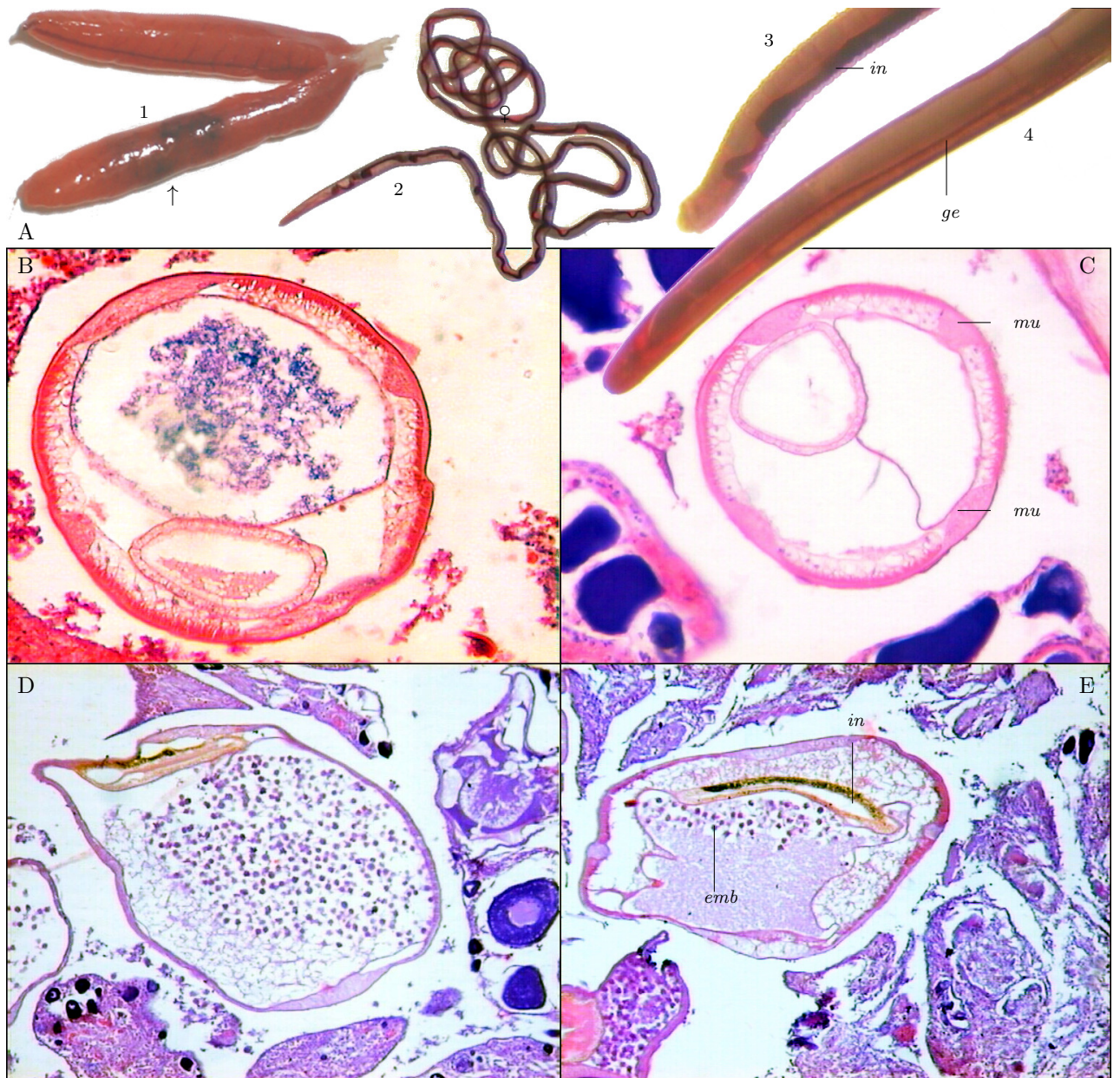


Figura 5.13: *Philometra filiformis*. A) Aspecto general de gónada de breca, la flecha señala el parásito en uno de los lóbulos (1), ♀ extraída de un ovario (2), y detalles de su cola (3) y cabeza (4). B-C) Cortes histológicos de gónadas de breca mostrando hembras inmaduras (final de septiembre) x200. D-E) Corte transversal de hembras grávidas con el útero lleno de embriones y el tubo digestivo bordeado de negro (mayo) x100. Hematoxilina-Eosina. emb – embrión; ge – glándula esofágica; in – intestino; mu – cordón muscular

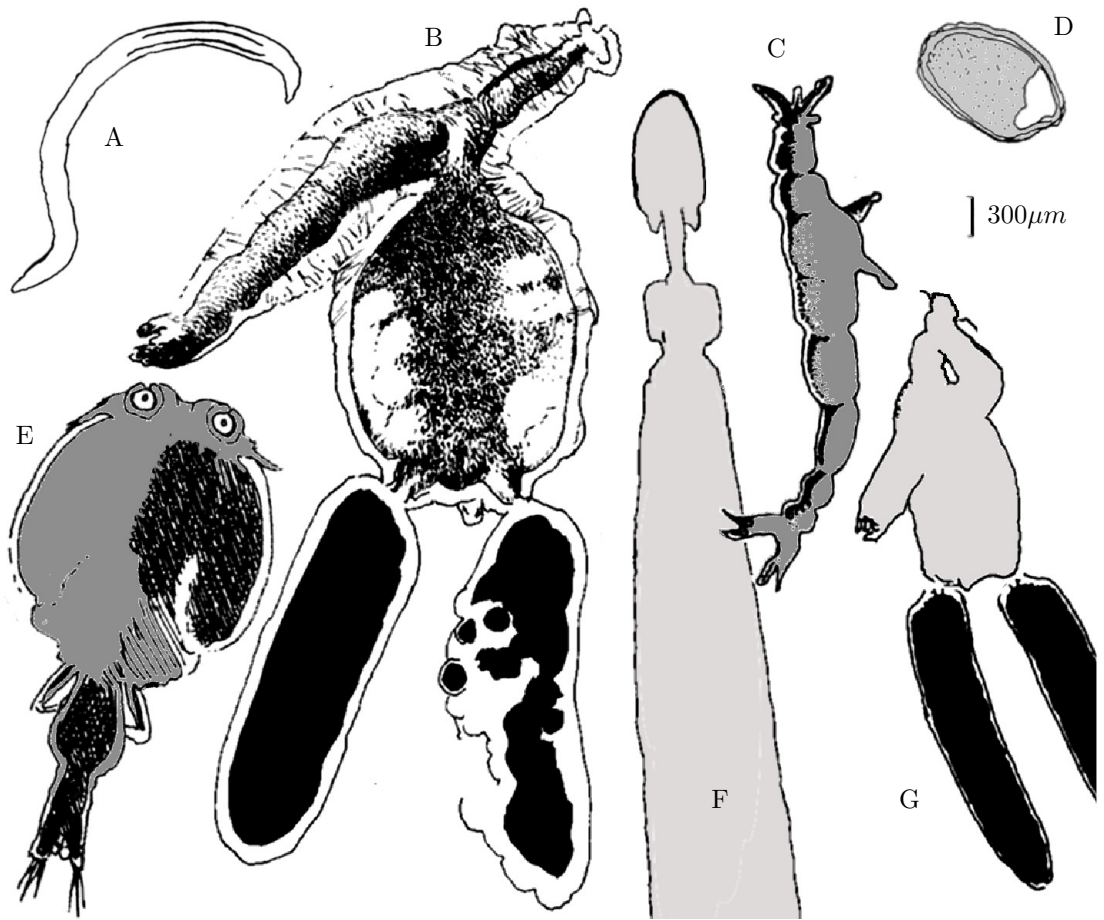


Figura 5.15: Tamaño relativo de algunos copépodos y nematodos parásitos de *P. erythrinus*. A: *Contracaecum*; B: *Clavellotis*; C: *Colobomatus*; D: Corte transversal de *Philometra* ♀; E: *Caligus*; F: *Peniculus*; G: *Parabrachiella*. Cámara lúcida. Todos a la misma escala.

## Crustáceos

### Cl. Copepoda

#### ó. Siphonostomatoida

Fam. Pennellidae Burmeister, 1835

*Peniculus* Nordmann, 1832

**Descripción** (Fig. 5.16 A2, C y E en Pág 123 y Fig. 5.15 F en Pág 122, basado en dos ejemplares encontrados en la aleta caudal de un pez de 139 mm a mediados de Septiembre). **Hembra** alargada y pálida, con un CEFALOTÓRAX oculto por mucosidad y detritus que presenta un gran cono bucal ventral, dirigido hacia atrás (Fig. 5.23 W en Pág. 138), por el que se une superficialmente al pez con ayuda de dos antenas prensiles en la zona anterior. Los dos primeros pares de patas vestigiales aparecen juntos tras el cono oral (Fig. 5.23 V).

EL TRONCO está unido al cefalotórax por medio de un cuello corto (202 µm) y se divide en dos partes por una constricción, cada una llevando sendos pares de patas vestigiales (Fig. 5.23 T-V). La parte anterior del tronco, subcuadrada, mide 379,15x327,07 µm, mientras que la posterior es mucho más larga (7783,3x772,4 µm) y recta. Un par de papilas al final del cuello y otro al final de la parte anterior del tronco representan a un tercer y cuarto par de patas. El tronco posee una sección triangular y por transparencia se observan una banda central pulsátil y dos varillas internas que acaban en los ovisacos.

EL ABDOMEN está reducido a un pequeño saliente semicircular y liso de 390,4 µm de ancho entre los ovisacos, carece de procesos ramificados y presenta tres pares de sedas cortas.



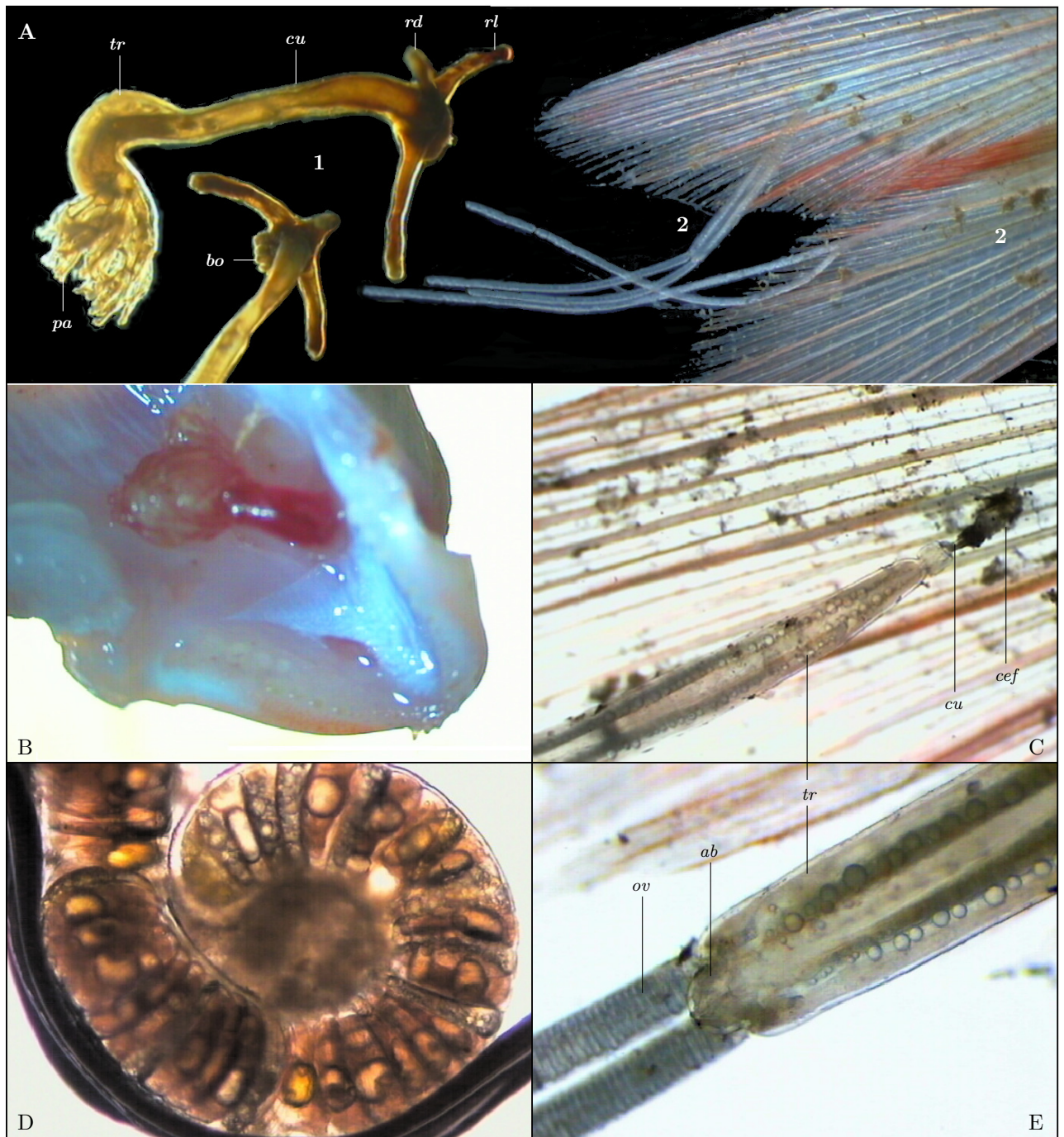


Figura 5.16: Pennellidae. A: Hembras de *Lernaolophus sultanus* (1) y *Peniculus fistula* (2) x10 (*Peniculus* se muestra a una escala algo menor). B: Vista ventral de cabeza de breca, se ha retirado la mandíbula para mostrar a *L. sultanus* ♀ perforando el paladar x6,3. C: Zona anterior de *P. fistula* vivo x16. D: Detalle del ovisaco de *L. sultanus* x50. E: Zona posterior de *P. fistula* x40.  
 ab – abdomen; bo – boca; cef – cefalotórax; cu – cuello; ov – ovisaco; pa – procesos abdominales; rd – rama cefálica dorsal; rl – rama cefálica lateral; tr – tronco.



La anchura del tronco en esta zona es de  $658,31\mu\text{m}$ . Los ovisacos son uniseriados de aproximadamente  $1500 \times 268,3 \mu\text{m}$  y sobresalen de la cola del pez. Los huevos tienen forma de disco aplastado de poco más de  $250 \mu\text{m}$  de diámetro.

**Discusión taxonómica:** El tronco recto, sin procesos posteriores ni ramificaciones cefálicas y con los ovisacos filiformes uniseriados lo clasifica en el género *Peniculus* Nordmann, 1832 (Pennellidae) [516], que agrupa a unas 19 especies de parásitos de las aletas, piel de la mandíbula o tejidos de la cara de peces en todo el mundo.

Nuestros ejemplares pertenecen a la especie *Peniculus fistula* Nordmann, 1832, por su morfología, el tipo de constricción del tronco, carecer de procesos anteriores en el cefalotórax, su distribución y el tipo de peces a los que ataca [408, 516, 307, 305]. Esta especie ha sido citada en España sobre breca [88].

Los Sparidae también pueden ser atacados por 3 especies del género *Lernaenicus* con un cuerpo recto que recuerda superficialmente al de nuestros ejemplares, pero con un tipo de fijación totalmente diferente y mucho más agresiva ya que perforan el cuerpo del pez y la cabeza se ramifica dentro de éste. *Peniculus* nunca invade la cavidad corporal y tampoco provoca crecimiento tumoral en la cola del pez como *Peniculisa* [408], por lo que su patogenicidad parece muy limitada.

*Lernaeolophus* Heller, 1868

**Descripción** (Fig. 5.16A,B y D en Pág 123) HEMBRA ADULTA (Basado en 11 ejemplares). En el paladar del pez. En fresco es de color rojo intenso. Posee un cuello cilíndrico de  $997,66 \times 681,50 \mu\text{m}$  acabado en 3 ramas cefálicas de  $389 \mu\text{m}$  de ancho que se expanden por el interior de la cabeza del pez formando una estructura de  $6491,16\mu\text{m}$  de diámetro. La zona oral está rodeada por un grupo de pestañas semicirculares a modo de almenas y en la base del cuello se observan las patas vestigiales en forma de 3 pares de papilas, el primero al menos acompañado de dos sedas (Fig. 5.23 M-O en Pág. 138). Tronco ensanchado y curvado sigmoidalmente con numerosos filamentos abdominales ramificados dos veces dicotómicamente desde la base del cuerpo. La longitud total de uno de estos filamentos fue de  $1551 \mu\text{m}$  y su primera ramificación empezó a las  $612\mu\text{m}$  presentando una segunda ramificación muy corta justo en el extremo del filamento. Abdomen corto y oculto por las ramificaciones, de su base salen dos ovisacos uniseriados y curvados a modo de muelle laxo.

No se encontraron copepoditos, machos adultos o hembras premetamorfosadas en agallas ni en la cavidad oral.

**Discusión taxonómica** Familia Pennellidae. Su morfología les asigna al género *Lernaeolophus* (Nordmann, 1939) [332], que cuenta actualmente con 5 especies [516]. Su morfología con procesos abdominales ramificados dicotómicamente, la morfología de las patas vestigiales, su color rojo uniforme, ubicación, hospedador Sparidae y distribución mediterránea clasifica a nuestros ejemplares como *Lernaeolophus sultanus* (Nordman, 1864) [516].

Otra especie muy similar, *L. recurvus* se ha citado también en Sparidae pero se diferencia por su distribución americana y por el tipo de sedación de sus patas [516]. Las otras especies son *L. aceratus*, de Japón, que ataca a la zona superior del arco branquial anclándose entre el hígado y la columna vertebral [509] y las especies caribeñas *L. striatus*, un parásito tricolor de barracudas con procesos abdominales rectos simples [505], y *L. hemirhamphi*, que posee numerosos vástagos abdominales largos con un verticilo de filamentos muy cortos en su extremo distal [516, 505, 331].

*L. sultanus* es una especie cosmopolita que afecta a una larga lista de hospedadores incluyendo a casi todos los peces marinos cultivados (*Sparus aurata*, *Dicentrarchus labrax*, *Seriola dumerili*, *Pagrus*, *Diplodus*) y muchos otros desde *Scorpaena* a *Istiphorus* [410]. Hasta donde hemos podido averiguar esta es la cita española más antigua en breca, aunque dada su baja especificidad ya había sido encontrada previamente en herrera (Castellón) y sobre *Seriola dumerili* (Mazarrón) y ha sido citado en Túnez sobre breca y raspallón [410, 332]. En Mazarrón lo hemos observado también atravesando el labio de *Lithognathus mormyrus* y en el paladar de *Diplodus annularis*.

Fam. Caligidae Burmeister, 1835  
*Caligus*, Müller, 1785

**Descripción.** Se encontraron dos especies distintas de estos importantes ectoparásitos de piel y branquias. Ambas presentan un cefalotórax redondeado y aplastado sin extensiones laminares, que agrupa a los primeros segmentos torácicos, seguido del cuarto segmento, libre, el complejo genital redondeado y ligeramente más largo que ancho y un abdomen bien desarrollado pero sin sobrepasar la mitad de la longitud total del animal. En su zona anterior presentaron dos lúnulas y anténulas cortas

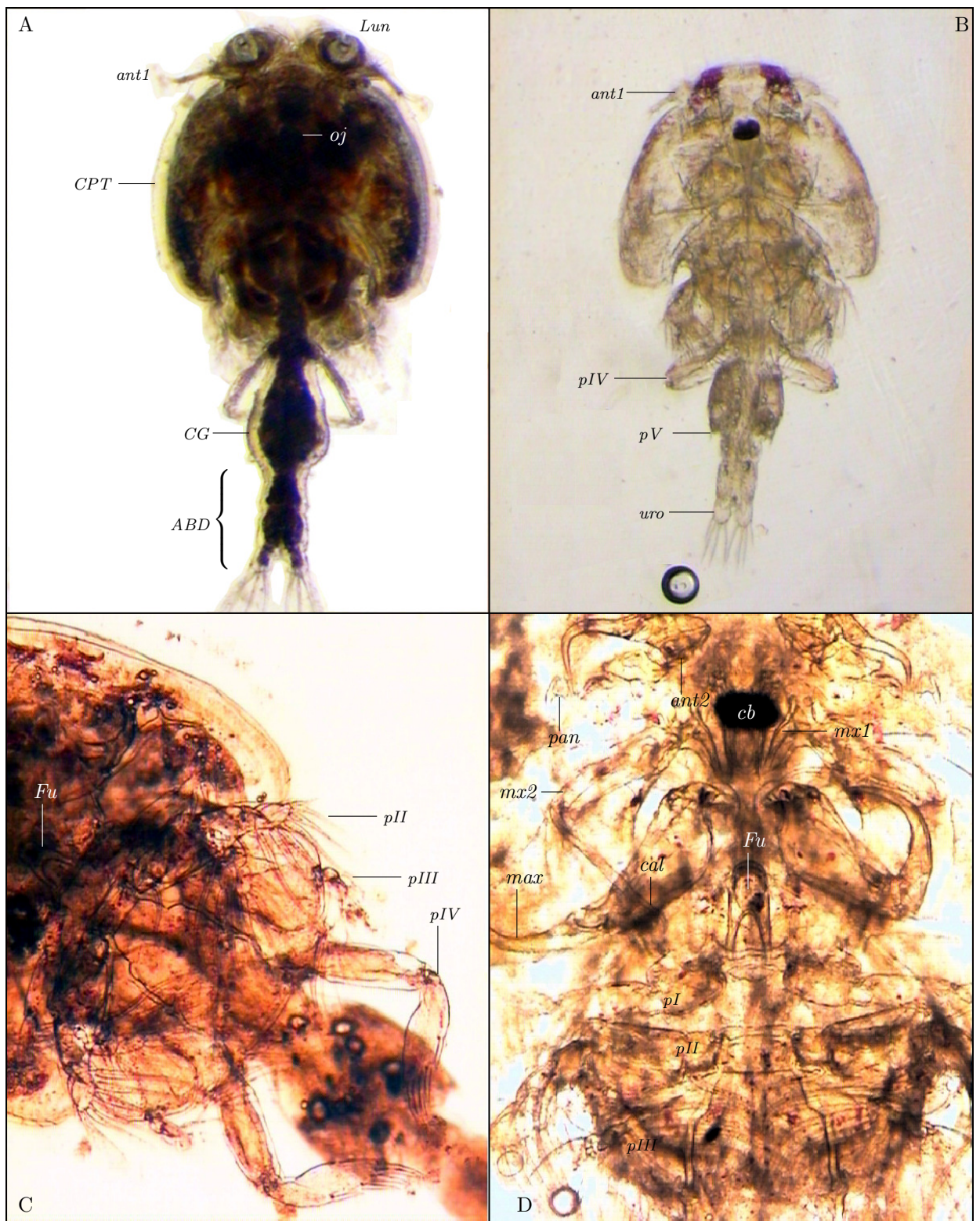


Figura 5.17: Caligidae: A *Caligus affinis*. Vista dorsal de ♂ en branquia. B-C *C. cf. diaphanus* ♂. Vista general y detalle en vista dorsal. D *C. cf. diaphanus* ♀ ovigera mostrando apéndices y furca.

ABD – abdomen; ant1 – anténula; ant2 – antena; cal – calamus; cb – cono bucal; CG – complejo genital; CPT – cefalotórax; Fu – furca; Lun – lúnula; mx1 – maxila1, mx2 – maxila2, max – maxilípedo; oj – ojos; pan – proceso post-antenas; pI-pIV – toracópodos 1 a 4, pV – toracópodo 5 vestigial reducido a algunas sedas; uro – uropodos.

biarticuladas. Los apéndices de la cabeza incluyen antenas en forma de garra curva, flanqueadas exteriormente por un proceso postantennar bien desarrollado. La zona oral consta de dos maxilulas reducidas a los lados del cono bucal, maxilas largas compuestas de un artejo basal inerte y otro distal largo y delgado con una espina medial y acabado en dos estructuras espiniformes curvadas dispuestas a modo de pinza llamadas calamus y canna (el calamus es más largo). La zona oral se completó con dos maxilípedos muy grandes y fuertes y una furca esternal de ramas no divididas ni ensanchadas. El cefalotórax lleva además 3 pares de patas torácicas nadadoras. Los dos últimos segmentos del tórax están libres, el cuarto lleva una pata bien desarrollada y el quinto, ensanchado forma el complejo genital en el que se sujetan los sacos de huevos y una quinta pata vestigial reducida a unas pocas sedas. El abdomen es estrecho y corto y dividido en dos artejos en ambos casos.

**Especie I. Hembra** de unos 3,3 mm (Basado en 2 ejemplares). CEFALOTÓRAX muy transparente de  $1670\mu\text{m}$ , aplastado y hemisférico con una ligera muesca en el centro del borde frontal, lúnulas pequeñas, semicirculares y sin filamento frontal. Antena I bisegmentada, el artejo basal presenta al menos 6 sedas plumosas en el borde superior y 4 en su borde inferior. El artejo distal presenta al menos 3 sedas en su extremo. Antena II acabada en un gancho fuerte. La maxilula se compone de una papila anterior llevando una única seda corta, y un proceso triangular no bifurcado apuntando hacia el borde posterior. Maxila con el calamus ornamentado con pequeñas espinas en su borde superior. Maxilípedos con corpus inerte y acabados en una uña robusta. Furca externa alargada (Figs. 5.17D y 5.18).

PATA I acabada en tres sedas plumosas y con todas las espinas distales de tamaños similares. PATA II propodio con una seda larga plumosa en su base. Endopodio bisegmentado. Primer segmento con una seda plumosa posterior y segundo segmento con un abanico de 6 sedas plumosas. Exopodio bisegmentado. El extremo distal presenta una espina corta y un abanico de 6 sedas plumosas largas. La PATA IV consta de cuatro artejos, un simpodio y un endopodio trisegmentado con formula 1;1;III. La primera espina adornada con un pécten corto en su base. PATA V en el segmento genital reducida a una pequeña papila lateral con tres sedas plumosas. Artejo genital engrosado de  $721\mu\text{m}$  del que parten dos ovisacos uniseriados transparentes y cortos. El abdomen midió  $879\mu\text{m}$ . Los rami caudales son unas dos veces más largos que anchos y presentan 4 sedas plumosas largas en su extremo distal.

**Macho** similar pero con el artejo genital menos desarrollado, antena bífida en su extremo y abdomen bisegmentado (Fig. 5.17B-D en Pág 125).

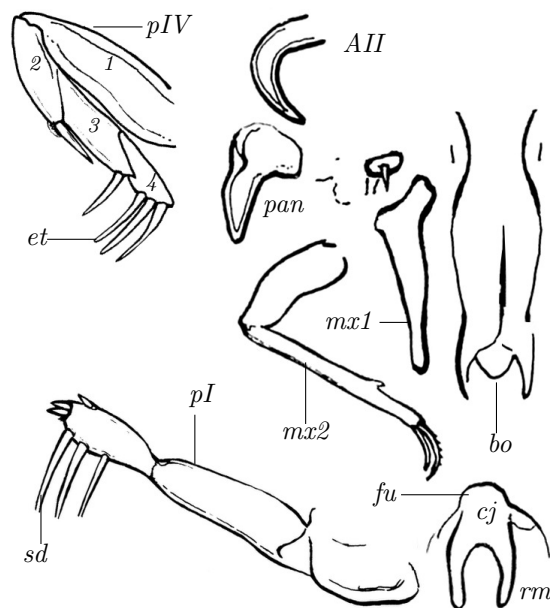


Figura 5.18: Apéndices de *C. diaphanus* ♀ de Mazarroón. AII – gancho del segundo artejo de la antena II, pan – proceso post-antennar, mx1 – maxila I, mx2 – maxila 2; fu – furca (cj – caja, rm – ramas), bo – cono bucal, pI – pata I con tres grandes sedas nadadoras (sd) en el borde posterior del último artejo (a las que se refiere el punto 4 de la Tabla 5.10) y tres espinas cortas (entre ambos grupos habría otra seda fina y larga que se ha perdido); pIV – Pata IV con 4 artejos; et – espinas terminales (referidas en el punto 2 de la Tabla 5.10). Los dibujos son independientes entre sí, no están a la misma escala y su lugar respecto a los demás es sólo una aproximación.

**Especie II.** Tamaño relativamente pequeño. **Macho** (Fig. 5.15E en Pág 122 y 5.17A ). Descripción basada en dos ejemplares. Longitud total sin contar las sedas terminales de los urópodos  $2,375\text{ mm}$  ( $n=1$ ). Cefalotórax de  $1,43 \times 1,29\text{ mm}$  y abdomen bisegmentado. Lúnulas grandes y circulares de  $194\mu\text{m}$  de diámetro delimitando un borde frontal cóncavo con un corto filamento frontal en su centro (Fig. 5.23 en Pág. 138). La distancia entre ambas es menor que su diámetro. Antena I de  $360\mu\text{m}$  de largo bisegmentada. Antena II de estructura compleja, con una espina dirigida hacia atrás pasada su zona media y un extremo que no acaba en garra sino que consta de un reborde semicircular rodeando a una estructura anular. Maxilípedo del ♂ con dos procesos apuntados en el borde myxal del artejo basal, el segmento medio posee dos espinas adicionales y va unido a la uña formando una subquela (Fig. 5.23 en Pág. 138). Furca con ramas algo incurvadas de extremos agudos (Fig. 5.23 en Pág. 138).



Tabla 5.10: → Comparación de nuestros ejemplares y otros Caligidae parásitos de Sparidae (Véase también Fig. 5.18).

† indica especie no citada en Sparidae pero mediterránea. En variables cualitativas 1 significa caracter presente y 0 ausente.

1) Núm. de artejos en la pata IV. 2) núm. de espinas *terminales* en el último segmento de la misma. 3) Núm de espinas laterales adicionales (mediales) en dicho segmento. 4) Núm de grandes sedas plumosas en artejo distal de pata I. 5) Seda inferior distal del último artejo de pata I más larga que las espinas bifidas adyacentes (Fig. 5.23 en pág 138). 6) Núm. de segmentos del abdomen en ♀♀. 7) Ratio Long. complejo genital y abdomen (urópodos excluidos) entre Long. cefalotórax en ♀♀. 8) Relación largo/ancho del complejo genital en ♀♀. 9) Relación Long. abdomen/ancho máx. del complejo genital en ♀♀. a) Borde posterior del complejo genital aprox. recto (1), convexo (2) o cóncavo (3). b) Corpus del maxilipedo femenino con fuerte proceso espinoso en su borde mial. c) lúnulas [0=ausentes, 1=presentes pero sin datos sobre tamaño, 4=pequeñas e incompletas sin alcanzar el borde del cefalotórax como Fig. 5.17 B, 9=grandes, completas y tocando el borde como en Fig. 5.17 A]. d) Furca con extremo de las ramas espatulado. e) Ramas de la furca mas largas que la caja. f) Longitud max. ♀♀ (mm). g) Distribución: Atlántico (A), Índico (I), Pacífico (P), Mediterráneo (M). NSEO indican puntos cardinales y C central. Fuentes: [506, 451, 75, 226, 67, 99, 516, 141, 122, 83, 88, 453, 296, 255, 231, 229, 203, 227, 196, 228, 306, 476, 334, 361]

Especie	Patatas					Abdom. ♀♀					zona						
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	a	b	c	d	e	f	zona	
spp. 1 Mazarrón	4	3	0	3	?	2	1,42	0,79	0,80	1	0	4	0	1	3,3	M.SO	
<i>Caligus diaphanus</i>	4	3	0	3	?	2	1,28	1,14	0,88	1	1	4	0	0	4,5	A.NE	
<i>C. pagelli</i>	4	3	0	3	?	2	?	>1	?	?	0	4	?	?	?	A.NE	
<i>C. vezator</i>	4	3	0	3	?	2	0,84	1,03	0,33	2	1	4	0	0	2,9	M	
<i>C. laticaudus</i>	4	3	0	3	0	2	0,88	0,79	0,61	1	?	4	0	?	3,6	IP	
<i>C. rotundigenitalis</i> <sup>a</sup>	4	3	0	3	?	2	<1	<1	<1	2	0	9	0	?	3,2	IP	
<i>C. acanthopagri</i>	4	3	0	3	?	1	0,95	0,68	0,47	?	?	1	?	?	3,8	IP	
<i>C. latus</i>	4	3	0	3	?	?	<1	?	?	?	?	1	?	?	?	P.SO	
<i>C. deformis</i>	4	3	0	?	?	?	<1	>1	>1	?	?	1	?	?	?	A.NE	
<i>C. sepetibensis</i>	4	?	?	?	?	1	?	>1	?	1	?	1	1	?	2,8	A.SO	
<i>Lepeophtheirus sekii</i>	4	3	0	3	?	2	0,44	0,88	0,27	1	?	0	?	?	6,2	IP	
spp. 2 Mazarrón	3	3	1	0	1	2	0,9	1,00	1,0	?	?	9	0	?	3,0	M.SO	
<i>C. affinis</i> †	3	3	1	0	1	2	1,20	1,10	1,44	1	0	4	0	1	5,4	M.C	
<i>C. epinepheli</i> <sup>b</sup>	3	3	1	0	1	2	1,1	1,07	0,59	1	0	9	0	1	3,1	P	
<i>C. haemulonis</i> <sup>c</sup>	3	3	1	0	1	1	1,00	1,0	1,0	1	0	9	0	0	3,9	A.O	
<i>C. productus</i>	3	3	1	0	2	2	1,1	1,46	1,0	3	1	4	0	1	5,5	A.NO	
<i>C. fugu</i> †	3	3	1	0	0	2	2,0	1,50	0,98	1	1	1	?	?	3,3	M.NE	
<i>C. alaihi</i> †	3	3	1	1	2	1	0,9	1,0	1,0	1	0	4	0	1	5,4	P	
<i>C. schlegeli</i>	3	3	1	1	1	2	1,6	1,21	0,75	2	0	9	0	?	3,1	IP	
<i>C. pagrosomi</i>	3	3	1	2	1	2	2,0	1,41	1,13	2	0	9	0	1	3,9	IP	
<i>C. elongatus</i>	3	3	1	3	0	2	0,50	<1	?	1	0	9	0	?	5,0	M	
<i>C. ligusticus</i>	3	3	1	3	0	2	1,04	0,93	0,58	2	0	4	0	0	3,4	M	
<i>C. praetextus</i>	3	3	1	3	1	1	?	1,0	<1	1	?	4	?	0	2,2	A.NO	
<i>C. mutabilis</i>	3	3	1	3	1	2	1,3	1,20	1,11	2	0	9	0	0	5,6	A.O	
<i>C. dieuzeidei</i>	3	3	1	3	?	1	0,6	1,0	0,5	1	?	4	0	0	4,0	M	
<i>C. suffuscus</i>	3	3	1	3	?	1	0,7	1,31	0,39	1	?	1	0	1	1,8	A.NO	
<i>C. xystercus</i>	3	3	1	3	?	1	0,69	1,15	0,23	3	?	9	0	?	2,3	A.NO	
<i>C. rapax</i>	3	3	1	3	1	1	1,0	<1	<1	?	0	9	0	1	7,0	A.NO	
<i>C. rufimaculatus</i>	3	3	1	3	2	1	1,0	1,00	0,77	1	0	9	1	0	3,6	A.NO	
<i>C. chiastos</i>	3	3	1	3	2	1	?	1,0	<1	1	?	1	0	1	3,6	P.SO	
<i>C. zeii</i> †	3	3	1	3	1	1	0,78	1,0	?	?	?	4	0	?	5,5	M	
<i>C. latigenitalis</i>	3	3	?	3	?	1	0,43	0,60	0,28	1	?	4	?	?	6,9	P.NO	
<i>C. gurnardi</i>	3	3	1	3	1	1	0,62	<1	1,0	3	?	4	0	?	7,0	A	
<i>C. cossacki</i>	3	?	?	?	?	2	1,0	>1	>1	?	?	1	?	?	?	IP	
<i>C. punctatus</i>	3	3	0	3	2	1	0,60	0,86	<0,28	1	?	4	?	?	3,3	IP	
<i>C. antennatus</i>	3	3	0	3	2	1	?	0,9	<1	1	0	9	0	0	3,1	I	
<i>C. solea</i> †	3	3	0	3	2	1	0,97	1,07	0,69	1	?	1	?	?	?	M.NE	
<i>C. balistae</i>	3	3	0	3	?	1	0,77	>1	<1	3	0	4	0	1	4,5	A.O	
<i>C. curtus</i>	3	3	0	3	0	1	0,52	1,0	1,0	3	0	4	1	0	10	M	
<i>C. minimus</i>	3	3	0	3	0	1	<1	>1	1,0	3	?	9	0	0	4,8	A.E	
<i>C. dampieri</i>	3	3	0	3	?	?	?	?	?	?	?	1	?	?	?	P	
<i>C. stockesi</i>	3	3	0	3	?	?	?	?	?	?	?	1	?	?	?	P	
<i>C. sclerotinosus</i>	3	3	0	3	?	1	?	<1	<1	1	?	4	0	?	?	P.SO	
<i>C. truncatugenitalis</i>	3	3	0	3	?	?	1,0	<1	?	?	?	1	?	?	?	P	
<i>Anuretes brevis</i>	3	3	0	3	?	0	?	1,0	<1	2	?	0	1	?	?	A.NO	
<i>C. serratus</i>	3	2	1	3	1	1	?	1,00	0,3	?	?	1	0	1	3,4	P.NO	
<i>C. atromaculatus</i>	3	2	1	3	1	1	1,00	1,00	0,25	1	?	9	1	1	2,0	A.NO	
<i>C. epidemicus</i>	3	2	0	3	0	1	0,5	0,63	0,25	1	0	1	0	0	2,8	IP	
<i>C. mortis</i>	3	2	0	3	1	1	0,62	0,81	0,22	3	?	4	1	1	2,9	A.SE	
<i>C. pageti</i>	3	2	0	3	1	1	0,79	1,01	0,28	?	?	4	1	0	4,5	M	
<i>C. centrodoni</i>	3	2	0	3	?	1	0,35	1,50	<1	3	?	9	0	?	4,5	A	
<i>Metacaligus rufus</i> <sup>d</sup>	3	4	1	3	1	1	?	1,0	<1	2	?	9	-	-	3,8	A.NO	

<sup>a</sup>Identificada erróneamente como *C. multispinosus* [231]

<sup>b</sup>syn *C. annularis*

<sup>c</sup>syn *C. mauritanicus*

<sup>d</sup>especie sin furca

PATA I trisegmentada, la base con una seda fina posterior. El endopodio ausente y el exopodio bisegmentado; su primer segmento robusto y de margen interno suave. El segundo más fino posee solamente cuatro espinas en su extremo distal: Las tres superiores cortas subiguales; Aguzada la primera; con el extremo bifido a modo de pico de pájaro la segunda y tercera. La cuarta espina es algo más fina, el doble de larga que las espinas anteriores y algo menor que la longitud del segmento que la porta. El borde posterior de dicho artejo *carece de sedas plumosas* en ambas patas, lo que es un rasgo taxonómicamente importante (Fig. 5.23 F en Pág. 138). PATA II propodio con una seda plumosa larga en el borde posterior seguida de numerosas sétulas diminutas. Ocho sedas largas en el exopodio y 8 sedas y dos espinas cortas en el endopodio, y un *peine de espinas largas* a lo largo del borde endopodial. PATA IV con endopodio claramente bisegmentado, presentando por tanto la pata tres artejos en total. El artejo distal del endopodio presenta una diminuta espina vestigial muy corta en el extremo superior, acompañada de 3 espinas largas de *longitud decreciente* (Fig. 5.23 C) y una espina adicional fuerte en posición medioventral. El artejo medio presenta en su extremo inferior otra espina corta similar a la anterior. (Fórmula: I, (I) III).

**Hembra** de unos 3 mm; con cefalotórax de 1408, 15 $\mu$ m un complejo genital ovado, aprox igual de largo que ancho, de 676, 49 $\mu$ m (n=1) y un abdomen *bisegmentado* de longitud algo inferior a la del genital. Anténula bisegmentada típica con lúnulas grandes, redondas de 251, 38 $\mu$ m de diámetro acompañadas de algunas espinas cortas y un artejo distal cilíndrico y fino acabado en tres espinas cortas (Fig. 5.23 B). Antena acabada en gancho fuerte y acompañada de un proceso postantenal afilado e igualmente curvado. Patas I y IV como en el macho y endopodio de la pata II con espinas cortas en todo su reborde inferior. Furca corta con ramas poco divergentes afiladas en el extremo (Fig. 5.23 E).

**Copepoditos** El copepodito puede reconocerse por sus maxilipedos similares a los del adulto. Apareció en Agosto. Estructura del cuerpo caligiforme con cefalotórax más estrecho y apéndices cortos sin las grandes sedas que poseen los copepoditos de los lernaeopodidae.

**Discusión taxonómica:** Con las características de la Familia Caligidae que incluye a 33 géneros con unas 450 especies de las cuales al menos 44 atacan a Sparidae [516, 122, 231, 230, 227, 64, 361]. La presencia de lúnulas, cuarta pata y furca y los segmentos IV y genital simples (no portando expansiones tubulares o laminares), los clasifican en el género *Caligus*, que agrupa a más de 250 especies diferentes, a menudo exclusivas de determinadas familias de peces hospeda-

dores [99, 296, 307, 231, 255]. La Tabla 5.10 compara varias características de los Caligidae citados en Sparidae y nuestros ejemplares (*Caligus fissus* es nomen nudum y se excluye).

El número de artejos y espinación de la parte distal de la pata IV y la presencia de procesos postantenarios bien desarrollados (Fig. 5.18) asignaría a la especie I, la más frecuente, como *Caligus cf diaphanus* von Nordmann, 1832 [], que se ha descrito sobre breca en el norte de Europa y Argelia [62]. *Caligus pagelli* es una especie muy similar de breca que se distingue por carecer de un fuerte diente basal en el maxilípodo femenino y por la curvatura de la antena. La información bibliográfica reciente disponible sobre *C. pagelli* es prácticamente inexistente en cualquier caso [516, 88, 203, 255].

La combinación de lúnulas enormes, abdomen bisegmentado en el macho, pata IV trisegmentada con 3+1 espinas en el artejo distal y reducción de las sedas plumosas en el borde medio de la pata I asigna nuestra segunda especie al grupo “productus”. Boxshall publica una revisión reciente de las 14 especies del grupo y proporciona una clave para identificarlas [65]. La ausencia total de sedas descarta a *C. schlegeli* y *C. pagrosomi*, que aunque no tienen todo el juego completo conservan una o dos vestigiales. La furca con ramas divergentes no fusionadas, la morfología y desarrollo del abdomen y los caracteres indicados anteriormente descartan al resto de especies del grupo salvo a dos muy similares *Caligus affinis* y *Caligus epinepheli*. Se diferencian por la forma de la furca esternal, con tinajas mas fuertemente incurvadas y mayor espacio entre ellas en el primero, y por el proceso antenal fuertemente recurvado en la hembra [65] pero interpretar estos caracteres no es sencillo sin tener la otra especie para comparar. Teniendo en cuenta que el segundo es una especie asiática de meros y el primero ataca a Sciaenidae en el Mediterráneo consideramos a nuestros ejemplares como pertenecientes a la especie mediterránea *Caligus affinis* siendo por tanto la primera cita para esta especie fuera de *Umbrina* [65].

Otras especies mediterráneas o bien presentan un complejo genital mucho más ancho que largo (*C. curtus*) [255, 227] o lúnulas mucho más pequeñas (*C. ligusticus*). Las especies *C. dieuzeidei*, *C. acanthopagri* y *C. latigenitalis* tienen la espina terminal superior del extremo del exopodio de la pata IV mucho más larga que las demás [101], lo que no es nuestro caso (Fig. 5.18).



## Lernaeopodidae Edwards, 1840

Ésta familia se caracteriza por la presencia de bulla, una pieza dura por la que se anclan a la branquia. Al menos tres especies están presentes en el área, dos en las laminillas branquiales y una tercera que prefiere fijarse a las espinas del arco branquial. Se han encontrado tres tipos de machos diferentes pertenecientes a la subfamilia Clavellinae, así como otros tres tipos de hembras, también se han detectado hembras inmaduras, pupas y estadios larvarios difíciles de asignar a especies concretas.

*Parabrachiella* Wilson, 1915

**Descripción** (basada en 4 ejemplares) **Hembra** con la morfología indicada en la Fig. 5.15G en Pág 122 unida al tercio distal de las laminillas branquiales (Fig). Cefalotórax cilíndrico y cuerpo alargado con dos pequeñas ramas caudales triangulares de unas 75  $\mu\text{m}$  entre las cuales posee un corto proceso genital poco aparente. Ovisacos multiseriados.

ANTENA I acabada en dos sedas con base hinchada y una tercera seda fina (Fig. 5.23 H en Pág. 138). ANTENA II birrámea, con exopodio de superficie lisa y sin ornamentación, de mayor tamaño que el endopodio. MAXILIPEDO con uña larga y con una espina en el dactilo fuerte que forma una especie de pinza con la anterior. MANDÍBULA con 11 dientes subiguales alineados horizontalmente en un grupo compacto que van decreciendo de tamaño hacia la base. Sin dientes secundarios. MAXÍLULA birrámea; Endopodito portando dos papilas cilidríformes acabadas en una seda y Exopodito con dos papilas de menor tamaño también acabadas en una seda (Fig. 5.23 G,I en Pág. 138). MAXILAS largas, bien separadas hasta su extremo distal, donde se fusionan y presentan una bulla con un manubrio corto y un ancla acampanada muy ancha que penetra en la laminilla branquial. Huevos de gran tamaño (número de huevos 16-25 ( $22 \pm 5,2$ )  $n=3$ )

**Macho** con cuerpo dividido en cefalotórax y un tronco corto (Fig. 5.23 K en Pág. 138). Encontrado sobre una hembra juvenil.

**Discusión taxonómica:** Con las características de la familia Lernaeopodidae [516] que agrupa a 46 géneros y casi 300 especies, siendo junto a los Calígidos una de familias las más diversas y extensas de copépodos parásitos de peces [225, 66, 172, 146, 54, 307, 255].

Nuestros ejemplares pertenecen al género *Neobrachiella* por la forma de la maxila 1, el tipo de uña del maxilípodo y presentar antena 2 birrámea, cefalotórax largo y fino, primeros maxilípedos femeninos largos y bien separados, bulla ancha de manubrio corto y dos pequeños rami caudales. *Sparidicola lithognathi*, otra especie de cuerpo alargado propia de Sparidae mediterráneos, se diferencia por poseer un gran proceso anal, aspecto de la bulla y papilas en la zona de unión entre el cuerpo y las maxilas.

*Neobrachiella* agrupa a unas 60 especies. Nuestros ejemplares pertenecen al grupo con un solo par de rami caudales pequeños en la parte posterior del tronco (lo que descarta a las especies europeas *Neobrachiella merlucii*, *N. triglae*, *N. insidiosa*, *N. bispinosa*, *N. chevreauxii* y *N. impudica*) [516, 255]. *Neobrachiella mugilis* del Mediterráneo y *N. rostrata* por su parte, son exclusivas de aguas profundas. *Neobrachiella rostrata* es muy similar pero es americana, no esta descrita en breca, posee algunas diferencias en la armadura de las piezas bucales y es de menor tamaño [255]. *Brachiella minuta*, de breca mediterráneas, debe de considerarse “nomina nuda” por su insuficiente descripción según Yamaguti [516].

*Neobrachiella exigua*, actualmente denominada *Parabrachiella exigua* (Brian, 1906) presenta dos pequeños rami caudales en las hembras [232] y vive sobre la punta de las laminillas branquiales de la breca [49] coincidiendo perfectamente con nuestros ejemplares.

*Clavellotis* Castro et Baeza, 1984

**Descripción Hembra** (Figuras 5.19 en Pág 132 y 5.15B en Pág 122 y tabla 5.19 en Pág 132) Cuello largo echado hacia atrás de longitud 1,12 veces la del cuerpo y 2,2 veces mas larga que las maxilas. Cuerpo ancho acabado en dos angulaciones obtusas laterales y con un corto proceso anal y sin procesos laterales posteriores. Unidas a la laminilla branquial o al arco branquial. Ovisacos multiseriados algo cortos y anchos, de 1,60 x 0,49 mm.

**Macho** enano de 534, 11  $\mu\text{m}$  con cuerpo no divisible en cefalotórax y abdomen (Fig. 5.23A en Pág. 138). Base de las maxilas bien separadas de los maxilípedos por una distancia no inferior a la mitad del cuerpo. Extremo distal de la Maxila 1 con una seda muy corta y 4 sedas largas fuertes. Antena II con endopodito articulado acabado en garra formada por una uña fuerte y

Tabla 5.11: Medidas ( $\mu m$ ) de las principales especies de Lernaeopodidae encontradas en Mazarrón (hembras ovígeras).

Se incluyen medidas sacadas de la bibliografía para ♀♀ de *Clavellotis fallax* (Cfal) de Valencia, *C. pagri* mauritanos (Cpag) y *C. dilatata* argentinos (Cdil) para comparar según [74, 97, 196]

	<i>N. exigua</i> ♀Mazarrón		<i>C. strumosa</i> ♀Mazarrón		<i>Cfal</i>	<i>Cpag</i>	<i>Cdil</i>
	n	$Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$	n	$Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$			
Cefalotórax	3	1179 $\leftarrow$ 1198 $\pm$ 25 $\rightarrow$ 1226	2	1840 $\leftarrow$ 2095 $\pm$ 361 $\rightarrow$ 2351	2280	2000	1330-2430
Maxilas 2	3	679 $\leftarrow$ 792 $\pm$ 100 $\rightarrow$ 873	2	986 $\leftarrow$ 1089 $\pm$ 146 $\rightarrow$ 1193	960	-	350-680
Tronco	4	1480 $\leftarrow$ 1656 $\pm$ 178 $\rightarrow$ 1905	2	1814 $\leftarrow$ 1995 $\pm$ 256 $\rightarrow$ 2176	1801	2000	790-1330
Rami caudales	1	75	-	0	0	0	0
Ovisacos	1	1809	2	1636 $\leftarrow$ 1786 $\pm$ 212 $\rightarrow$ 1936	2000	2000	850-1700
Ancho tronco	1	539	1	2200	1801	-	850-1520
Ancho tronco	1	420	1	-	1227	-	-
cefalotórax/tronco	3	0,62 $\leftarrow$ 0,70 $\pm$ 0,08 $\rightarrow$ 0,76	2	1,01 $\leftarrow$ 1,05 $\pm$ 0,05 $\rightarrow$ 1,08	1,27	1	1,71
cefalotórax/maxilas	2	1,35 $\leftarrow$ 1,42 $\pm$ 0,1 $\rightarrow$ 1,49	2	1,87 $\leftarrow$ 1,92 $\pm$ 0,07 $\rightarrow$ 1,97	2,37	-	3,03
Ancho bulla	1	179	-	-	-	-	-

dos sedas. Maxilipedos no muy grandes. Uña de la garra de los maxilipedos estriada longitudinalmente en su extremo. Sujeto a la parte posterior de la hembra.

CHALIMUS ESTADÍO I. (Basado en un ejemplar). Unido a la branquia por un filamento frontal de 158  $\mu m$  de largo. Antena acabada en 6 sedas seguida de 4 pares de apéndices al menos. Fácilmente reconocible aún como copepodo. El cefalotórax midió 333x150 $\mu m$ . Abdomen de algo más de 50 $\mu m$  formado por 4 divisiones. Telson no aparente. Urópodos acabados en dos sedas internas anchas y espatuladas acompañadas de otras 3 sedas externas de aspecto normal y más cortas. La estructura de las patas posteriores dirigidas hacia adelante y con grandes sedas permite asignarlo a la familia Lernaeopodidae en su fase previa a la metamorfosis.

CHALIMUS ESTADÍO II-III?. (Basado en un ejemplar). Presenta un cuerpo en forma de bala con patas traseras salientes y una cola corta, y está unida por un filamento que sale de las maxilas.

**Discusión taxonómica:** La morfología del macho es exclusiva del género *Clavellotis* [146, 51, 98]. *Alella pagelli*, otra especie citada en la breca, puede descartarse por sus antenas, presentar mandíbulas con 2 grupos de dientes separados por un salto [225], maxilas mucho más cortas, bulla en forma de espina y macho de cuerpo elevado con maxilipedos y maxilas adyacentes [516]. *Clavella* se diferencia por tener la Antena 2 uniramosa en vez de birramosa [516].

Al menos cuatro de las diez especies de *Clavellotis* existentes se han citado en Sparidae [49, 196, 98]. Entre ellas, *Clavellotis sargi* se diferencia de nuestros

ejemplares por atacar a *Diplodus* y presentar un proceso genital relativamente largo. Al igual que *Clavellotis pagri*, presenta además una proyección lateral subcircular en la base del cefalotórax mientras que *C. fallax*, de *Dentex* [196], y *C. strumosa* la tienen de forma aliforme.

Seis de las diez especies existentes de *Clavellotis* pueden descartarse por su área de distribución y hospedador. Así, *Clavellotis dilatata* ataca a *Haemulon* (Haemulidae) y *Cheilodactylus* en Brasil y Chile respectivamente [97, 98]; la argentina *C. sebastidis* ataca a *Sebastes* (Sebastidae) [98], mientras que *C. bilobata* parasita a *Nemipterus japonicus* (Nemipteridae) en el Pacífico Oeste.

*Clavellotis characis* de *Diplodus puntazzo* se distingue igualmente de nuestros ejemplares por poseer un proceso genital relativamente largo. *C. briani*, *C. branchiostegui*.

Aunque su descripción no coincide plenamente con nuestros ejemplares, que tienen una proyección lateral subcircular no aliforme. *C. pagri* no citada en breca con una proyección de este tipo [98, 196]. La especie que ataca a la breca es *C. strumosa*.

Lernaeopodidae de la rama “Clavella” No identificado. Clavellomimus?

**Descripcion** Una tercera especie que semeja una versión en miniatura de *Clavellotis strumosa*. Similar a *Clavellotis* por la forma del cuerpo pero carece de procesos en la base del cefalotórax, se instala en el ex-

tremo de las laminillas branquiales y es notablemente mas pequeño. Bulla campaniforme muy corta. Ovisacos alargados y largos. Macho en el ano. El cefalotórax es mas corto que el cuerpo (proporcion de 0,8) mientras que las maxilas suponen el 0,6 y los ovisacos el 1,5 de la longitud del cuerpo. Carece de apéndices caudales. Proceso anal agudo, bastante fino y corto. Macho compacto como los pertenecientes a la rama “Clavella”. El estado de los ejemplares no permitió su identificación, aunque podría tratarse de la tercera especie descrita en breca, *Alella pagelli*.

### O. Poecilostomatoida

Fam. Bomolochidae Sumpf, 1871

**Descripción Macho** Un único ejemplar diminuto apareció desprendido al diseccionar la cabeza de un pez de 34,5 cm. Antena I larga compuesta por 8-9 artejos al menos y sin espinas marcadas. AII más corta con 4 artejos al menos. Cono bucal apuntado, claramente chupador. Cabeza fusionada con un segmento torácico, seguida de tres segmentos torácicos libres y un segmento genital ligeramente marcado con dos manchas y una corta expansion laminar triangular a cada lado. Abdomen trisegmentado con cortas ramas caudales.

**Discusión taxonómica** Su morfología general con una antena 1 con numerosos artejos, antena 2 no prensil, cono bucal formando un estilete largo y cefalotórax con el primer segmento torácico fusionado y los otros tres libres lo atribuye a la familia Bomolochidae o Pandaridae. El hecho de ser macho complica la identificación ya que para muchos géneros de la familia no se conoce éste [516]. Al menos cuatro géneros atacan a Sparidae, comprendiendo dos especies del pacífico de los géneros *Pseudoeucanthus*, cuya primera antena presenta solamente 4-5 segmentos y *Unicolax*, cuyo ♂ posee una antena igualmente reducida y con grandes espinas bien patentes [454], y tres especies de *Bomolochus*, con *B. oblongus* como única especie europea citada en Sparidae. Un cuarto género *Naricolax chrysophryenus* se ha citado en pargo rojo y ha pasado por varios géneros diferentes.

La morfología de la primera antena es diferente de todos ellos al presentar más segmentos. *Pumiliopsis*, un

parásito del ojo, es el único género con 9 artejos en la antena femenina, nunca se ha descrito en Sparidae ni en Europa, ni tampoco se conoce éste sexo [52, 516]. Desafortunadamente el ejemplar, procedente de una muestra congelada, era muy frágil y se destruyó al manipularlo lo que impide avanzar más en su clasificación, conservándose sólo un par de fotos testimoniales. Muy probablemente existen otras especies europeas aún no descritas en Sparidae que pueden atacarlos.

Fam. Philichthyidae Vogt, 1877

*Colobomatus* Hesse, 1873

**Descripción** (Fig. 5.20A,B en Pág 133 y Fig. 5.15C en Pág 122) HEMBRA en los canales mucosos de la cabeza. Cuerpo segmentado y alargado de 2,82x0,442 mm (incluyendo los rami caudales) con una zona cefálica, una zona torácica con el primer segmento libre, y una sección ensanchada formada por la fusión de los segmentos torácicos 2º, 3º y 4º y el quinto segmento torácico libre, seguido por un segmento genital de 223 µm y un abdomen tetrsegmentado. **Procesos:** La cabeza porta un par de procesos laterales, con dos antenas cortas en su base, y un proceso impar central más corto, el segundo y tercer segmentos torácicos presentan dos pares adicionales de longitud similar, y el segmento genital porta un cuarto par de procesos cortos. Los procesos son simples, no espinosos y no ramificados salvo el segundo torácico que está bifurcado (Fig. 5.23 en Pág. 138) y no presentan bolas espinosas en sus extremos. El primer segmento torácico tórax y la cabeza están separados por un cuello corto. Abdomen sin procesos abdominales. Dos rami caudales lanceolados y bifurcados de 384 µm con una pequeña muesca en su base en el extremo posterior.

**MACHO** (Basado en un ejemplar encontrado en febrero en la cabeza de un pez de 26 cm, Fig. 5.20B en Pág 133). Cuerpo cilíndrico alargado de unos 1-2 mm de longitud con un cefalotórax y 10 segmentos libres, de los cuales 8 son abdominales. El cefalotórax lleva dos pares de antenas cortas y dorsalmente presenta un resalte posterior que lo divide en dos transversalmente señalando el primer segmento torácico parcialmente fusionado con la cabeza. La anténula presenta al menos 4 artejos. La antena presenta un artejo basal ancho y redondo, un segundo artejo recto, unas tres veces mas largo que el anterior, y un artejo distal corto. Boca con mandíbulas formadas por una base y una espina fuerte seguidas de un par de apéndices afilados que podrían ser las maxilas II. No pudieron examinarse el resto de apéndices bucales. El segundo segmento torácico libre presenta dos espinas laterales rectas y cortas y está arqueado. El tórax presenta 2 pares de apéndices cortos ventrales en los segmentos

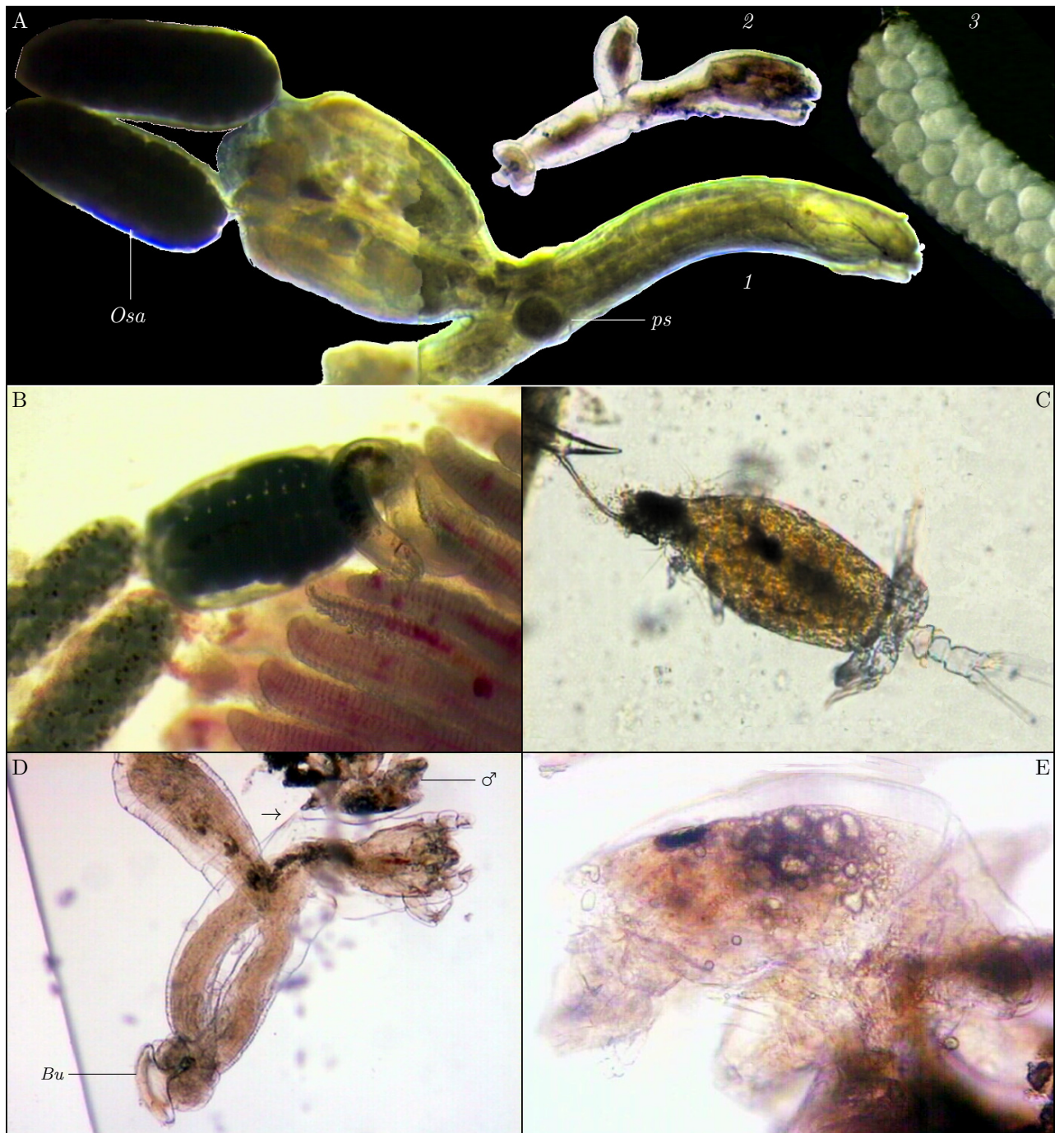


Figura 5.19: Lernaepodidae: *Clavellotis strumosa* arcs branquiales. A: 1 – Hembra viva en las laminillas branquiales, el pequeño saliente obtuso que aparece entre los sacos de huevos es un macho. 2 – *Parabrachiella exigua* Ninfa joven ♀. 3 – Saco de huevos pluriseriados de la familia. B: *Parabrachiella exigua* hembra viva alimentándose. C: Larva Chalimus (sp. desconocida) adherida a una espina branquial mediante su filamento frontal x100. D: Ninfa de *N. exigua* ♀ algo mayor con un ♂ enganchado al cuello (flecha). E: y detalle del mismo macho con cuerpo ovoide compacto y no subdividido por una cintura estrecha (grupo “Clavella”) x100. Bu – bulla; cc – caparazón cefálico; pa – proceso ananal; ps – proceso subcircular; Osa – ovisacos



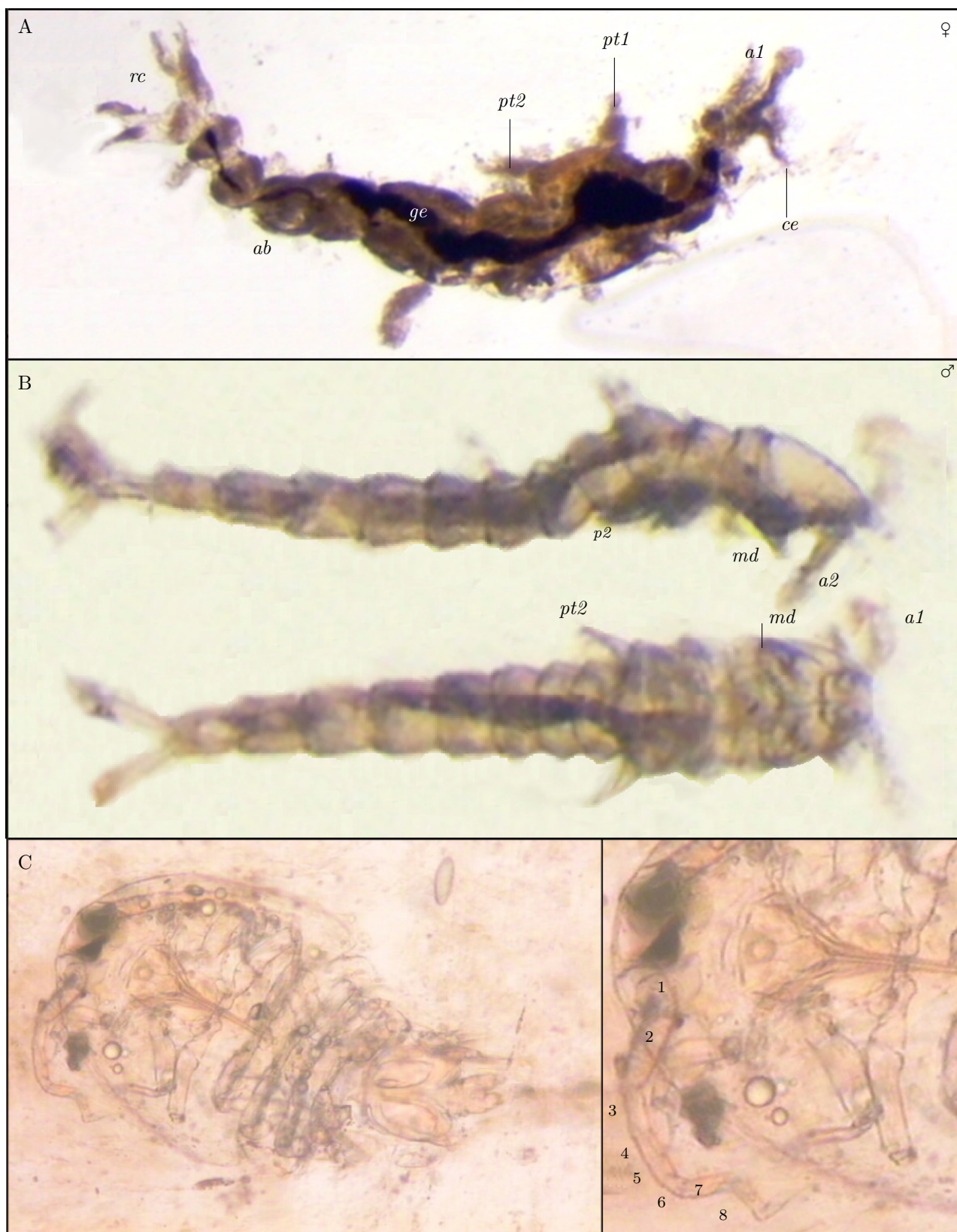


Figura 5.20: Parasitos de las narinas: A) *Colobomatus pagelli* ♀. B): ♂ en vista lateral y ventral x40. C-D) Bolmolochidae ♂ x100. Los números indican los artejos de la antena I. ce – procesos cefálicos, pg – proceso genital, pt1 y pt2 – procesos torácicos anterior y posterior, rc – rami caudales



1 y 2. El quinto segmento libre posee una seda o un penacho de sedas largas dirigidas hacia arriba y atrás. El abdomen carece de apéndices salvo por un par de urópodos a modo de furca y sus dos últimos segmentos son de longitudes similares.

**Discusión taxonómica** Con las características de la familia Philichthyidae, que incluye 10 géneros. Nuestros ejemplares pertenecen al género *Colobomatus*, por su presencia en los canales mucosos y su morfología general con una parte del tórax ensanchada y portando dos pares de procesos apendiculares [200, 516, 331, 503, 505, 255].

Existen al menos 62 especies de *Colobomatus* y 13 atacan a Sparidae [200, 425, 331, 307, 503, 53]. *Colobomatus pagelli* (Richiardi, 1877) es la especie clásicamente asignada a breca y única conocida en la especie; sin embargo la morfología de la única hembra detectada nos plantea problemas en ese esquema. Según Yamaguti [516] *C. pagelli* no tiene ninguno de sus procesos bifurcados y carece de proceso impar, mientras que nuestro ejemplar presenta claramente bifurcados tanto los rami caudales como el segundo proceso torácico; procesos cefálicos simples (o bifurcados únicamente en su extremo distal) y un corto proceso cefálico impar (Figs. 5.15C), 5.23R,S y 5.20A). Varias especies de *Colobomatus* presentan procesos torácicos y/o cefálicos bifurcados y atacan a Sparidae: *Colobomatus benazzi*, *C. denticis*, *C. grubeei*, *C. pagri*, *C. oblatae*. *Colobomatus sieboldi* por su parte tiene los cefálicos bifurcados pero ambos torácicos simples. *Colobomatus baraldii*, de dorada fue con diferencia el más parecido en éste esquema, aunque *Colobomatus denticis* de denton y *C. pagri*, de pargos presentan la combinación de procesos unicos y bifurcados indicada aunque les falta el proceso cefálico impar.

Las otras especies que atacan a Sparidae son: *C. canthari* y *C. agassizi*, sin proceso cefálico central; y *C. pagelli*, *C. mylionus*, *C. sparsi* y *C. richiardi* con ningún proceso bifurcado. *Colobomatoides splendidus* por su parte, es la única especie del otro género que ataca a Sparidae en el Mediterráneo; se distingue por poseer apéndices torácicos ramificados de morfología muy diferente [200, 516, 331, 503, 307, 53].

Dada la escasez de ejemplares (la naturaleza como parásito del macho sólo se comprendió correctamente a posteriori, cuando el ejemplar se había perdido, y la hembra se obtuvo de una muestra congelada) nuestro parásito debería asignarse a *Colobomatus pagelli*, es-

pecie universalmente aceptada para la breca por todos los expertos y considerada única presente en el pez. A favor de esta interpretación estarían también la morfología de la ♀, incluyendo el número, tipo y distribución de los procesos del cuerpo, procesos genitales reducidos, ausencia de lóbulo impar entre los rami caudales, primer segmento torácico libre no elongado, ausencia de espinas cubriendo el extremo de los apéndices y distribución europea. Sin embargo no podemos dejar de notar que presenta algunas diferencias con ésta especie que sugieren la revisión más completa de nuevo material. *C. pagelli* se había citado en breca españolas [88] aunque ésta es la primera vez que se encuentra el macho, que no había sido descrito previamente.

## Cl. Malacostraca Super.ó. Peracarida

ó. Isopoda

Fam. Gnathiidae Harger, 1880

*Gnathia* Leach, 1814

**Descripción Macho** (basado en un ejemplar) (Fig. 5.21 D) Longitud total aproximadamente 4 mm. Tórax de 1546 x 1272  $\mu\text{m}$  y abdomen de 1136  $\mu\text{m}$  de largo. Color blanco con ojos y tórax de color chocolate. Borde frontal del céfalon ligeramente cóncavo con un proceso central agudo, levemente denticulado, y dos procesos dobles laterales, de mayor tamaño que el central, y con 4 y 5 sedas respectivamente en su borde superior. Anténula con un flagelo de 4 artejos y una base de 3 artejos. Antena con un flagelo de 7 artejos y una base de 4 artejos con algunas sedas. La base es 1,5 veces mayor que el flagelo. Ojos compuestos bien desarrollados sin carenas supraorbitarias aunque la superficie dorsal de la cabeza presenta algunos gránulos, asociados a sedas simples, dispuestos en una línea que une ambos ojos.

MANDÍBULAS ganchudas, unas 2,2 veces más largas que anchas (Fig. 5.21 D), con 8 dientes en su borde interno, sin sedas y presentando una fuerte carena en toda la mitad proximal de su borde externo. Las mandíbulas aportan poco más de un tercio de la longitud total de la cabeza.

FILÓPODO formado por 3 artejos. El artejo basal es grande y expandido en su base y presenta su borde interno festoneado de sedas largas y el borde externo glabro. el segundo artejo es mucho menor, rectangular, presentando 1 seda hacia la mitad de su borde externo, dos sedas fuertes en su borde superior y el borde interno cubierto de sedas finas. El tercer artejo, más ancho que largo, esta sumamente reducido y no se observaron sedas. La base del filópodo presentó inicialmente una areola redondeada

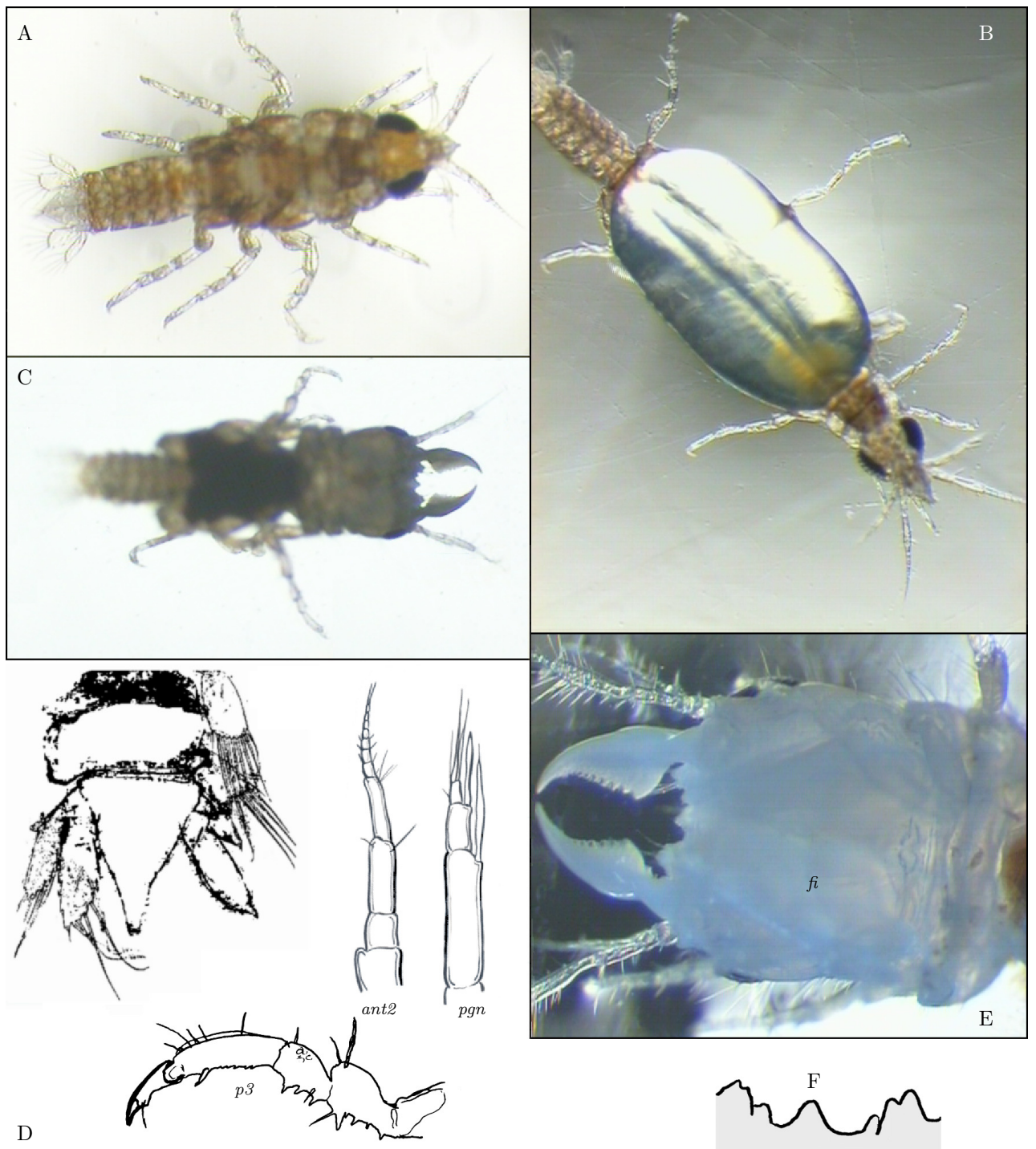


Figura 5.21: Algunas fases del desarrollo de *Gnathia vorax*: A) Larva Zuphea nadadora. B) Larva praniza IV  $\sigma$  que se ha alimentado de plasma sanguíneo. C) Macho obtenido tras la metamorfosis de 'B'. D) Telson y apéndices de larva praniza. E) Detalle de la cabeza del macho adulto y F) Borde rostral del mismo. ant2 – anténula; fi – filopodo; pgn – paragnato; p3 – tercera pata

que se dividió en tres areolas bien diferenciadas al aumentar la edad del macho.

**PEREION** rectangular. Pereionito 1 visible pero rodeado completamente por el borde posterior del céfalon, pereionito 4 con una constricción marcada. Borde posterior del pereionito 6 cóncavo, sin lobulillo y marcadamente cóncavo encerrando el Pereionito 7 semicircular y visible entre sus lóbulos traseros. Pereionito 6 sin lobuli. **PEREIOPODOS** 5 pares de patas torácicas o pereio-podos. P3 fuertemente verrucosa y acabada en una uña fuerte y un penacho de sedas formando una falsa quela. P5 con algunas verrugas y sedas simples. **PLEONITOS** ovalados, con algunas sedas simples en su extremo posterior. No se observó appendix masculina. **PLEOTELSON** de forma triangular con bordes laterales levemente convexos en la zona media, ligeramente más largo que ancho (1,1 veces) y acabado en dos espinas cortas de entre las que salen un par de sedas fuertes. Otro par de sedas en la cara superior del telson hacia la mitad. Dos pares de urópodos.

**Hembra** Cuerpo engrosado lleno de huevos redondos y cabeza con ojos compuestos acabada en un labro simple, ondulado y sin mandíbulas aparentes.

**Praniza 3** (Fig. 5.21B-C) Cabeza triangular, aproximadamente tan ancha como larga, con ojos compuestos de gran tamaño color marron oscuro, al igual que la zuphea y el macho. Boca adaptada para picar, con un labro pentagonal bien desarrollado que protege las piezas bucales, incluyendo un par de mandíbulas grandes con unos 7 dientes en sierra y un maxilípedo largo y fino con una pequeña zona aserrada en su extremo distal. Antena 1 con tres artejos en la base y flagelo corto con 7 artejos. Gnatópodo acabado en una fuerte garra curvada. Antena 1,2 veces más larga que la cabeza. Pereonitos 5-6 fusionados e hinchados en forma de barril unas 1,8 veces más largo que ancho, sin marcas ni ocelos, de color anaranjado cuando está lleno de sangre y verdoso cuando ha ingerido plasma. Abdomen pequeño (unas 2,2 veces mas largo que ancho) con un pleotelson triangular acabado en un par de espinas. Endopódio del telson más ancho que el exopódio.

**Zuphea 3** (Fig. 5.21A en Pág 135) Cuerpo dividido en cefalon, pereion y pleon. Las antenas miden el 22% de la longitud total y el pleon el 36%. Apéndices similares a los de la praniza de la que se diferencia por su menor longitud al no tener el cuerpo hinchado.

Ambos tipos de larvas poseen una natación muy rápida gracias a los pleópodos en forma de paleta del abdomen que les permite atacar a los peces. La zuphea se encontró exclusivamente en el agua mientras que las pranizas se encontraron tanto libres como en la base de las aletas pélvicas, branquias y mucosa

oral de los peces.

**Discusión taxonómica:** El aspecto es típico de la familia Gnathiidae que consta actualmente de 185 especies [450, 117]. *Gnathia* es el único de los 11 géneros de su familia que presenta machos con filópodos de menos de cuatro artejos, ojos bien desarrollados, mandíbulas con filo aserrado y borde frontal no excavado con procesos laterales bien desarrollados [201, 477, 469, 117].

El género agrupa a unas 100 especies [355, 219, 465, 467, 466, 450, 117]. Nuestros ejemplares pertenecen a *Gnathia vorax* (Lucas, 1849) por presentar a la vez las siguientes características: 1) ojos bien desarrollados, 2) la morfología del borde frontal 3) sedas simples y no plumosas, escasas en las patas, cuerpo, cabeza y en el borde frontal pero no en la mandíbula, 4) sin crestas supraorbitarias, 5) sin espinas en el borde externo de la mandíbula, 6) pereionito 6 sin lobulillos posteriores con el borde posterior cóncavo y encerrando al pereionito 7, el cual es visible, 7) pereionito 1 encerrado completamente entre los bordes del cefalon y el pereionito 2, 8) Morfología del pleotelson, 9) Pereion igual de ancho que la cabeza, 10) Pleopodos con sedas y 11) Distribución en la plataforma continental mediterránea [413, 355, 219, 201, 465, 467, 466, 450, 117].

En Europa o la zona mediterránea se han citado además, *Gnathia albescens*, *G. dentata*, *G. fallax*, *G. illipida*, *G. inopinata*, *G. maxilaris*, *G. oxyuraea*, *G. phallonajopsis*, *G. teissieri* y *G. venusta* [413, 219, 424]. La presente cita amplía el área de distribución de *G. vorax* al litoral murciano [424]. Este género ha cobrado relevancia al demostrarse que puede actuar como vector de un protozoo parásito de la sangre de peces (*Haemogregarina bigemina*)[125].

#### SubO. Flabellifera Sars, 1882

Cymothoidae Leach, 1818

*Anilocra* Leach, 1818

**Descripción** Hembra adulta (Basado en dos ejemplares). Isópodos agarrados a la piel de la zona caudal de los peces de 23,8 mm de LT. Anténula corta de 7 artejos no sobrepasando la cabeza. Artejo 3 de la anténula sin un proceso saliente, similar a los demás. Antena con 9 artejos y de longitud subigual a la anténula (ligeramente menor). Borde frontal plegado hacia abajo y hacia atrás (en vista inferior) metiéndose a la altura de las bases de las antenas. Cabeza de 2,8 mm de longitud no

inmersa en el pereonito 1. Ojos compuestos que llegan al borde posterior de la cabeza. Torax bastante rectangular visto desde arriba. Posee 7 toracópodos. Mero de las patas IV-VII (ambas incluidas) no inflado. Todas las patas acabadas en garras fuertes de borde suave y sin nódulos. El abdomen consta de 6 pereopodos más estrechos que el torax y un pleotelson con dos urópodos. No está inmerso en el pereonito 7. El exopodio del urópodo es largo y estrecho sobresaliendo ampliamente del pleotelson y el endopodio es ovalado y su longitud es de unos dos tercios de la longitud del exopodio. Pleotelson más largo que ancho y más estrecho que el pereonito VI (Longitud del Pleotelson 5 mm)

**Discusión taxonómica:** Isópodos con las características de la Familia Cymothoidae <sup>2</sup>, que comprende unas 334 especies en 42 géneros [482], de las cuales 13 al menos aparecen en España [252].

Varios géneros se han citado en Sparidae [110, 387]. Entre las citadas en breca (no detectadas en el área de estudio) *Ceratothoa collaris* y *C. italica* se descartan fácilmente por vivir en el interior de la boca y la morfología del pleotelson, urópodos y mero de las patas [236, 110]. *Nerocila orbignyi* y *N. rhabdota* del flanco de otros Sparidae presentan pereionitos apuntados acabados en espina [110].

Nuestros ejemplares pertenecen al género *Anilocra* por presentar un cuerpo simétrico, con coloración homogénea y sin bandas oscuras anchas, el borde frontal doblado hacia abajo entre las antenas y los extremos de los pereionitos no acabados en espina incluyendo el pereonito 7 de borde posterior romo y atacar al flanco del pez [110].

*Anilocra* cuenta con unas 49 especies de las cuales al menos 15 están presentes en el Atlántico Norte [450, 243]. En España se han citado *Anilocra capensis*, *A. physodes*, *A. frontalis* y *A. hedenborgi* [63, 413, 424]. *Anilocra acanthuri*, *A. chaetodontis*, *A. haemuli*, *A. holacanthi*, *A. holocentri* y *A. partiti* se diferencian por poseer urópodos que no sobrepasan

el telson y cuyo endopodio es a menudo similar o más largo que el exopodio [81], (*A. partiti*, *A. abudehdufi*, *A. chaetodontis* y *A. holacanthi* además presentan el borde externo del dactilo de la garra con hinchazones característicos). *A. myripristis* y *A. acuta* presentan urópodos con endopodio que alcanza o sobrepasa el final del exopodio [63, 81]. *A. acuta* se diferencia además por la morfología de su cabeza [505]. *A. chromis* y *A. plebeia* no alcanzan el Mediterráneo.

*Anilocra capensis*, es una especie atlántico-africana citada en Sparidae citada en Cádiz, pero que no entra en el Mediterráneo. Nuestros ejemplares se diferencian de *A. pilchardi*, citada sobre breca [110] por la morfología del tercer artejo de la antena y la ausencia de nódulos en el dactilo de las garras. *A. frontalis* y *Anilocra physodes* presentan urópodos con exopodio más largo que el pleotelson y endopodio que no alcanza a este, pero *A. frontalis* ataca típicamente a Labridae (raramente Gobidae) [427], presenta una frente apuntada y su color es chocolate oscuro, mientras que *A. physodes* ataca a Sparidae, presenta una frente truncada y es de color claro, como nuestros ejemplares. Por tanto asignamos a nuestros ejemplares a *Anilocra physodes*, que ya había sido citada sobre breca previamente [413].

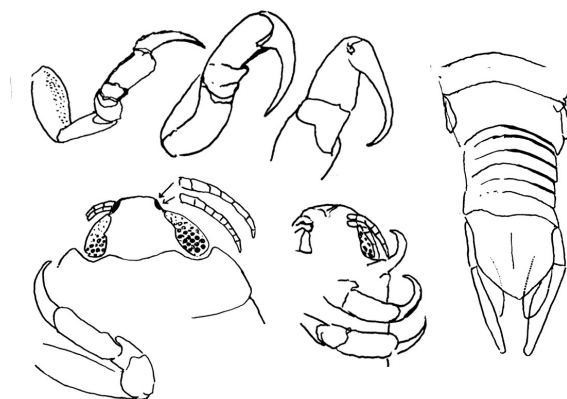


Figura 5.22: Apéndices de *Anilocra physodes*

<sup>2</sup>Garras prensiles no marchadoras, long. dactilo > propodio en los 7 pares de pereopodos y antena sin clara distinción entre pedúnculo y flagelo





Figura 5.23: Detalle de varios parásitos de *P. erythrinus*. A) *Clavellotis strumosa* ♂. B-F) *Caligus affinis*. Nótese la ausencia de sedas plumosas en la zona indicada por las flechas. G-J) *Parabrachiella exigua* ♀, varios apéndices y zona posterior del cuerpo. K-L) *N. exigua* ♂. M-O) *Lernaeolophus sultanus* cabeza en vistas lateral, frontal y inferior con apéndices cefálicos. P) Zona caudal de *Cucullanus* sp. ♀. Q) zona oral de *Philometra filiformis* ♀, R-S) primer y segundo apéndice torácico de *Colobomatus pagelli* ♀, T-W) *Peniculus fistula* detalles de cefalotórax y zona anterior.

a1 – antena 1, a2 – antena 2, ab – abdomen, bo – apertura oral, cf – cefalotóraxy, fu – furca, lu – lúnula, mu – mucrón, mx1 – primera maxila, mx2 – segunda maxila, mxp – maxilípodo del ♂ con procesos espinosos en la base, p1-p4 – apéndices del tórax (“patas”), pg – proceso genital, to – tubo oral, ra – rami caudales, tr – tronco.



### 5.3.2. Prevalencia, intensidad y abundancia de los parásitos en Mazarrón

La Tabla 5.12 indica prevalencia, abundancia e intensidad para los principales parásitos encontrados en breca y las figuras 5.24 y 5.25 muestran la evolución de la prevalencia según la talla del pez y el mes del año (Las zonas grises indican intervalos de confianza al 95 % para la regresión).

Si ignoramos el caso de *Colobomatus* y *Bomolochus*, claramente submuestreados y cuyo estatus real se desconoce, vemos que solamente dos parásitos, *Lamellodiscus erythrini* y *Microcotyle erythrini*, pueden considerarse comunes en breca en la Bahía de Mazarrón al tener una prevalencia superior al 25 %. Las especies no comunes serían *Parabrachiella exigua*, *Clavellotis strumosa*, *Hysterotilacium fabri*, *Choricotyle chrysophryi*, *Caligus diaphanus*, *Gnathia vorax*, *Anilocra physodes* y *Philometra filiformis* y el resto serían considerados especies raras.

*Lamellodiscus erythrini* fue el parásito más frecuente, apareciendo en todas las clases de tallas superiores a 69 mm y los doce meses del año. Es tan abundante que hacer un estudio de su carga parasitaria real, separando cada uno de los diminutos y transparentes parásitos del espeso mucus branquial sin dañarlos, requeriría un gasto considerable de tiempo y recursos y por ello, a menudo se registró únicamente su presencia una vez identificado correctamente al primer ejemplar de cada pez. Los valores de intensidad y carga parasitaria por tanto se basan exclusivamente en las escasas muestras revisadas totalmente y deben de tomarse únicamente a modo de tentativa. Al aparecer una segunda posible especie muy rara sin confirmar (sin descartar tampoco que fueran ejemplares anómalos o dañados de *L. erythrini*), su prevalencia se indica conjuntamente como *Lamellodiscus* spp.

La proporción de peces infectados dentro de cada clase de talla está entre 60-100 %. El patrón de prevalencia estacional de *Lamellodiscus* es muy similar a la descrita por Mo [329] para *Gyrodactylus* de salmonidos, con un descenso acusado al bajar las temperaturas y altos porcentajes de peces infectados en los meses cálidos. La prevalencia e intensidad registrada en la bibliografía para otras especies de *Lamellodiscus* depende igualmente de la temperatura del agua [312] y su aparición puede estar restringida a unos pocos meses al año [453], tendiendo a aumentar con la edad del pez [312]. En Diplectanidae salvajes se han regis-

trado valores algo menores (del 52 % para *Diplectanum piscinarius* o el 66 % para *Lamellodiscus*) [312], pero en cultivo pueden multiplicarse y alcanzar prevalencias mucho más altas [328].

La presencia de Monogenéos aumentó en primavera cuando la temperatura alcanza los  $\approx 16^\circ C$ . *Microcotyle* fué el segundo parásito más abundante apareciendo en todas las clases de talla a partir de 64 mm de longitud total del pez. Su prevalencia difiere significativamente entre estaciones ( $\chi^2 = 12,861$ ,  $gl = 3, P = 0.005$ ).

Dentro de cada clase de talla, en promedio, un  $58,6 \pm 38,3\%$  ( $\bar{X} \pm \sigma$ ) de los ejemplares están infectados, normalmente con uno o dos parásitos aunque ocasionalmente aparecieron cargas más altas. Se encontraron ejemplares juveniles, con menos grapas en el haptor que los adultos, en agosto.

Los cambios que la breca experimenta a lo largo de su vida se reflejan en sus comunidades de parásitos. Los juveniles empiezan frecuentando las aguas someras cercanas a las playas ocupadas por arena y matas de *Posidonia* en donde son atacadas por chalmux de Lernaepodidae desde su tercer mes de edad en adelante. Las prevalencias naturales de estos parásitos no parecen ser muy altas en cualquier caso. En el Mediterráneo se han publicado prevalencias del 6 y el 3,4 % para *Clavellotis strumosa* (de breca) y *C. briani* (de herrera), respectivamente [279].

*Dichelyne* aparece desde los 105 mm de talla en adelante y fundamentalmente en junio. Capillariinae aparecen igualmente en verano. *Gnathia* no aparece hasta la clase de talla 135 siendo más frecuente a principios de primavera. Los adultos de este parásito viven en fondos rocosos o detríticos y los huevos eclosionan allí. Esto está relacionado probablemente con el periodo en que los juveniles abandonarían las zonas someras y se establecen en fondos más profundos, fangoso-detríticos, al acercarse a su primer invierno [404, 405]. Al alcanzar los 180 mm de talla, en el segundo año de vida los Lernaepodidae se hacen mucho más raros bruscamente. Algo indicado también en la bibliografía por Hewitt, que registra una mayor preferencia de *Alella* por los peces juveniles frente a los adultos [225]. Esto sugiere que el hábito de los peces de ir trasladándose a zonas más profundas al crecer les protege

Tabla 5.12: Prevalencia (porcentaje) y Abundancia e Intensidad (número de ejemplares) para los principales metazoos parásitos de breca

Familia	$\sum_{i=1}^n x$	Prevalencia (%)	Abundancia		Intensidad	
			$Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$	n	$Min \leftarrow \bar{X} \pm \sigma \rightarrow Max$	n
<i>Lamellodiscus erythrini</i> y spp.	702	80,66	$0 \leftarrow 3,87 \pm 7,72 \rightarrow 81$	181	$1 \leftarrow 7,25 \pm 9,94 \rightarrow 81$	91
<i>Microcotyle erythrini</i>	205	41,51	$0 \leftarrow 1,29 \pm 2,76 \rightarrow 23$	159	$1 \leftarrow 3,11 \pm 3,57 \rightarrow 23$	66
<i>Colobomatus pagelli</i>	2	33,33	$0 \leftarrow 0,33 \pm 0,52 \rightarrow 1$	6	$1 \leftarrow 1,00 \pm 0,00 \rightarrow 1$	2
<i>Parabrachiella exigua</i>	72	23,64	$0 \leftarrow 0,44 \pm 1,08 \rightarrow 8$	165	$1 \leftarrow 1,85 \pm 1,55 \rightarrow 8$	39
<i>Clavellotis strumosa</i>	40	16,36	$0 \leftarrow 0,24 \pm 0,65 \rightarrow 5$	165	$1 \leftarrow 1,48 \pm 0,89 \rightarrow 5$	27
<i>Philometra filiformis</i> (en gónada)	23	13,02	$0 \leftarrow 0,14 \pm 0,36 \rightarrow 2$	169	$1 \leftarrow 1,05 \pm 0,21 \rightarrow 2$	22
<i>Gnathia vorax</i>	25	12,28	$0 \leftarrow 0,15 \pm 0,42 \rightarrow 2$	171	$1 \leftarrow 1,19 \pm 0,40 \rightarrow 2$	21
<i>Choricotyle chrysophryi</i>	19	10,00	$0 \leftarrow 0,12 \pm 0,39 \rightarrow 3$	160	$1 \leftarrow 1,19 \pm 0,54 \rightarrow 3$	16
<i>Hysterothylacium cf fabri</i>	75	9,53	$0 \leftarrow 0,16 \pm 0,72 \rightarrow 10$	472	$1 \leftarrow 1,67 \pm 1,73 \rightarrow 10$	45
<i>Caligus diaphanus</i>	15	6,76	$0 \leftarrow 0,10 \pm 0,45 \rightarrow 4$	148	$1 \leftarrow 1,50 \pm 0,97 \rightarrow 4$	10
<i>Caligus affinis</i>	9	4,73	$0 \leftarrow 0,061 \pm 0,29 \rightarrow 2$	148	$1 \leftarrow 1,29 \pm 0,49 \rightarrow 2$	7
<i>Dichelyne adriaticus</i>	44	4,76	$0 \leftarrow 0,095 \pm 0,52 \rightarrow 6$	462	$1 \leftarrow 2,00 \pm 1,41 \rightarrow 6$	22
<i>Lernaeolophus sultanus</i>	12	1,95	$0 \leftarrow 0,023 \pm 0,18 \rightarrow 2$	513	$1 \leftarrow 1,20 \pm 0,42 \rightarrow 2$	10
<i>Anilocra physodes</i>	13	5,00	$0 \leftarrow 0,16 \pm 0,96 \rightarrow 8$	80	$1 \leftarrow 3,25 \pm 3,30 \rightarrow 8$	4
<i>Holorchis?</i>	3	0,67	$0 \leftarrow 0,0067 \pm 0,082 \rightarrow 1$	447	$1 \leftarrow 1,00 \pm 0,00 \rightarrow 1$	3
Capillariinae	2	0,43	$0 \leftarrow 0,0043 \pm 0,066 \rightarrow 1$	465	1	2
<i>Cucullanus</i> sp.	3	0,66	$0 \leftarrow 0,0066 \pm 0,081 \rightarrow 1$	457	2	3
<i>Peniculus fistula</i>	3	0,66	$0 \leftarrow 0,0066 \pm 0,081 \rightarrow 1$	457	2	3
Tetraphyllidea (larvas en s. digestivo)	4	0,45	$0 \leftarrow 0,0089 \pm 0,15 \rightarrow 3$	448	$1 \leftarrow 2,00 \pm 1,41 \rightarrow 3$	2
cestodo ¿Diphyllidea? (digestivo)	3	0,45	$0 \leftarrow 0,0067 \pm 0,11 \rightarrow 2$	448	$1 \leftarrow 1,50 \pm 0,71 \rightarrow 2$	2
cestodo "Trypanorhyncha?" (digestivo)	1	0,22	$0 \leftarrow 0,0022 \pm 0,047 \rightarrow 1$	448	1	1
Plerocercoides (en ovario)	3	0,67	$0 \leftarrow 0,0067 \pm 0,082 \rightarrow 1$	448	$1 \leftarrow 1,00 \pm 0,00 \rightarrow 1$	3
<i>Pachycreadium carnosum</i>	1	0,22	$0 \leftarrow 0,0022 \pm 0,047 \rightarrow 1$	455	1	1
<i>Contraecum</i> spp.	1	0,22	$0 \leftarrow 0,0022 \pm 0,047 \rightarrow 1$	462	1	1
<i>Derogenes</i> spp.	1	0,22	$0 \leftarrow 0,0022 \pm 0,047 \rightarrow 1$	460	1	1
Hemiuridae cf <i>Lecithochirium</i>	2	0,22	$0 \leftarrow 0,0044 \pm 0,093 \rightarrow 2$	459	1	1
Bomolochidae (en narinas)	1	0,22	$0 \leftarrow 0,14 \pm 0,38 \rightarrow 1$	7	1	1

de algún modo. Se sabe que a temperaturas más bajas se ralentiza el desarrollo de los copepodos [250] y que además los copepoditos y formas juveniles de los cópodos presentan típicamente fototactismo positivo concentrándose en la superficie [224]. Por otra parte las hembras de Lernaepodidae se alimentan succionando sangre y puede especularse con que a mayor profundidad el aumento de la presión del agua sobre sus cuellos largos podría dificultar dicho proceso o directamente impedirlo. Pilcher [398] indica igualmente una prevalencia otoñal máxima para lerneopodidos del género *Clavella* que podría deberse a un cambio de hábitat de los peces, al efecto de la temperatura o a otras interacciones poco estudiadas con el hospedador intermediario como por ejemplo que se dieran migraciones y coincidencia de ambos hospedadores en la zona durante el otoño.

*Choricotyle* apareció durante el semestre cálido a partir de Abril, con las temperaturas uno o dos grados más cálidas que *Microcotyle*. Su patrón de prevalencia se extiende durante la primavera y el verano creciendo levemente hasta el mes de Octubre. No parece ser una especie gregaria y apareció a menudo como ejemplar aislado. Se reproduce al menos durante el verano (se observaron huevos dentro de algunos ejemplares en Junio) y se sabe que en especies similares el huevo va al fondo en donde eclosiona el miracidio. Luque [298], indica valores de prevalencia similares e igualmente bajos para *Choricotyle* Brasileños (4-11%). Pilcher [398] indica un mayor infestación de *Diclidophora* en gadiidae del mar del norte durante los meses de verano, coincidiendo con el aumento de las visitas de los peces al fondo para alimentarse en ese periodo.

Otro parásito estival fue *Dichelyne minutus* que alcanza su máxima prevalencia en Julio y sólo apareció apreciablemente en el segundo semestre. La prevalencia registrada para otras especies de *Dichelyne* en la bibliografía es mucho mayor, del 42% para *D. szidati* [484].

Al empezar a prepararse para su primer desove apa-

recieron las primeras hembras inmaduras de *Philometra filiformis*, en febrero del segundo año y desde los 197 mm de talla de pez en adelante. Su presencia aumenta especialmente en los meses posteriores al desove. *Philometra* presentó hembras adultas grávidas de *Philometra* pudieron observarse a partir de Julio y su presencia crece en años posteriores apareciendo más a menudo en aquellos peces que estaban acabando su fase femenina y llevando a cabo la inversión sexual. A partir de los 270 mm de talla ya no se encontraron Lernaepodidae y las brechas empiezan a ser capaces de manejar presas mayores, incluyendo a otros peces en su dieta. En los ejemplares más viejos aumenta la diversidad de comunidades de digeneos y cestodos probablemente por este motivo, algo que está registrado igualmente en otras especies de peces [234].

Casi todos los parásitos encontrados presentaron machos adultos y/o hembras ovigeras indicando que la brecha es un hospedador normal final de estas especies. Se encontraron asimismo huevos de todos los monogeneos, varios digeneos y casi todos los crustáceos ectoparásitos (salvo *Anilocra*). Entre los que no pudieron certificarse que maduren en brecha estan los cestodos, cuyo hospedador final probablemente sean tiburones, así como *Contracaecum* y *Cucullanus* debido a la escasez de material. Tampoco se detectaron huevos de *Colobomatus* pero Yamaguti ya considera a la brecha como uno de sus hospedadores naturales [516]. La Tabla 5.13 muestra el tamaño de puesta observado en algunos parásitos.

Tabla 5.13: Numero de huevos encontrados en algunos parásitos de brecha

Especie	Huevos por ♀	n
<i>Caligus cf diaphanus</i>	28	1
<i>Parabrachiella exigua</i>	89	2
<i>Clavellotis strumosa</i>	100	1
<i>Peniculus fistula</i>	> 600	1
<i>Lernaeolophus sultanus</i>	350	1
<i>Microcotyle erythrini</i>	1	1
<i>Gnathia vorax</i>	41	1

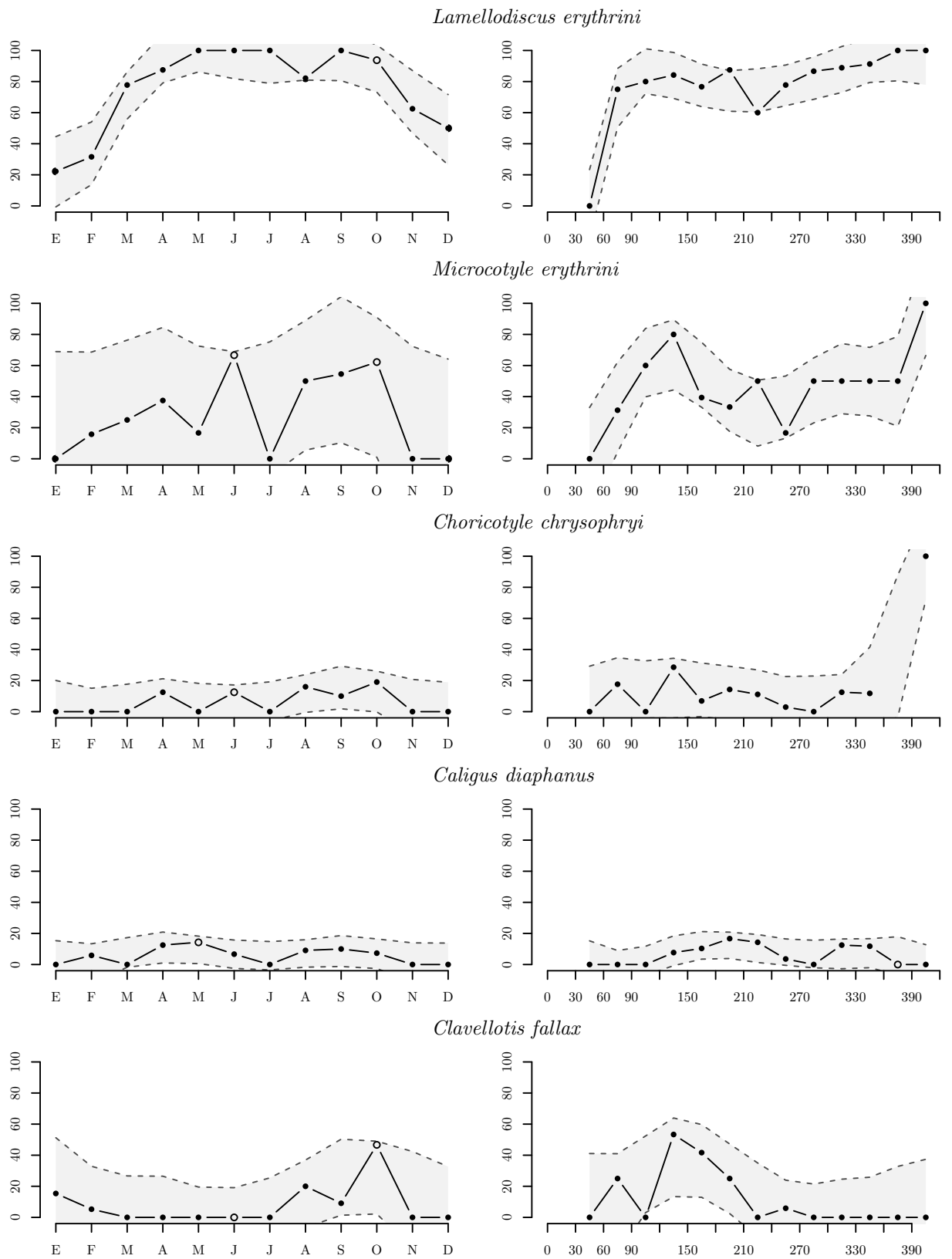


Figura 5.24: Prevalencia mensual y por clases de talla LT (%) de algunos ectoparásitos metazoos de breca.

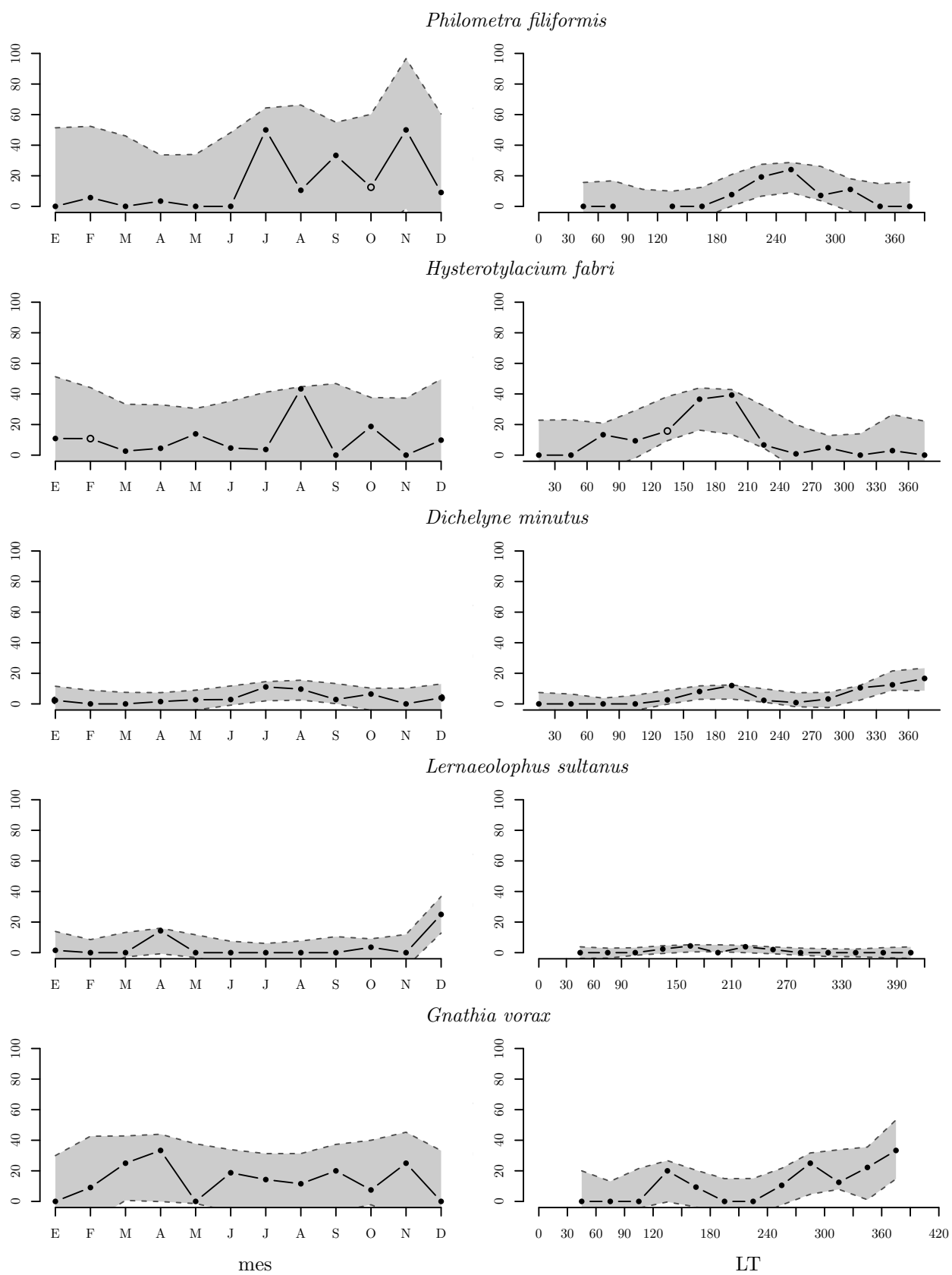


Figura 5.25: Prevalencia mensual y por clases de talla LT (%) de algunos endoparásitos metazoos de breca.





# Tres notas sobre patógenos de *P. erythrinus* cultivadas en Mazarrón

## 6.1. Los protozoos y hongos parásitos de Sparidae

Un grupo muy heterogéneo de filos de seres vivos, muchos de ellos microorganismos, carece de verdadera diferenciación celular y por conveniencia se agruparon bajo el término de protistas aunque no comparten un origen común. Los protistas comprenden dos tipos de organismos muy diferentes: organismos unicelulares (bacterias, protozoos y algas unicelulares) y organismos cenocíticos con células multinucleadas que dividen su núcleo pero no su citoplasma (hongos). Todos ellos tienen dos cosas en común: ser los patógenos de peces menos conocidos e incluir muchas de las especies más peligrosas y difíciles de tratar [509, 364, 414]. Además, algunos provocan enfermedades que pueden transmitirse al hombre por contacto directo entre los peces y sus cuidadores o manipuladores [428].

### Protozoa

Los Sparidae se ven afectados al menos por 23 géneros de protozoos agrupados en 16 familias (Tabla 6.1). Los ciliados son los ectoparásitos más frecuentes y suelen causar problemas cutáneos, oculares o branquiales, a veces graves. *Cryptocaryon irritans* y *Uronema marinum* presentan una baja especificidad atacando a muchas especies diferentes de peces [364]. Los parches blancos en el cuerpo de *Pagrus auratus* cultivados pueden indicar la presencia de *Trichodinella lomi* o *Dipartiella simplex* y otras dos especies de *Trichodina* y *Tripartiella* aparecen también en Sparidae [514]. Aunque normalmente son benignos pueden matar a los pe-

ces cuando atacan conjuntamente [515]. El raquitismo, heces anormales o ascitis pueden indicar endoparásitos como *Cryptobia*, *Kudoa*, *Henneguya*, *Cryptosporidium*,

Tabla 6.1: Principales familias de protozoos y hongos patógenos de Sparidae.

En: *S. aurata* (●), *Pagrus* (○), *Pagellus* (★), *Dentex* (◇), *Diplodus* (‡), *Sarpa* (‡), *Boops* (\*), *Spondylisoma* (∩)

	Fam.	Fuente	Lugar	En
Ciliata	Philasteridae	[388]	Piel	●
	Trichodinidae	[388, 514, 515]	Piel, Branq.	○
	incerta sedis <i>Cryptocaryon</i>	[295]	Piel, Branq.	●
Myxozoa	Myxidiidae	[481, 310]	Intestino	★‡
	Ceratomyxidae	[462]	Bilis	●◇
	Ortholineidae		interno	●
	Sphaerosporidae	[433]	interno	○
	Chloromyxidae	[388]	interno	●
	Myxobolidae	[150]	interno	●
	Kudoidae	[388]	músculo	●
	<i>Sphaeroplasma</i>	[259]	interno	●
Apicp.	Cryptosporididae	[14]	S. digestivo	●
	Eimeriidae	[463]	S. digestivo	●
	Bodonidae	[138]	Branquia	●
	Hexamitidae	[509]	Sangre	‡
	Haemogregarinidae	[125, 388]	Sangre	
Micro.	Glugeidae	[294]	músculo	●★◇‡*
	Nosematidae	[294]		
	Herpotrichiellaceae	[486]	ojo	∩
	Nectriaceae	[218]		○
	Ichthyophonida		Vísceras	

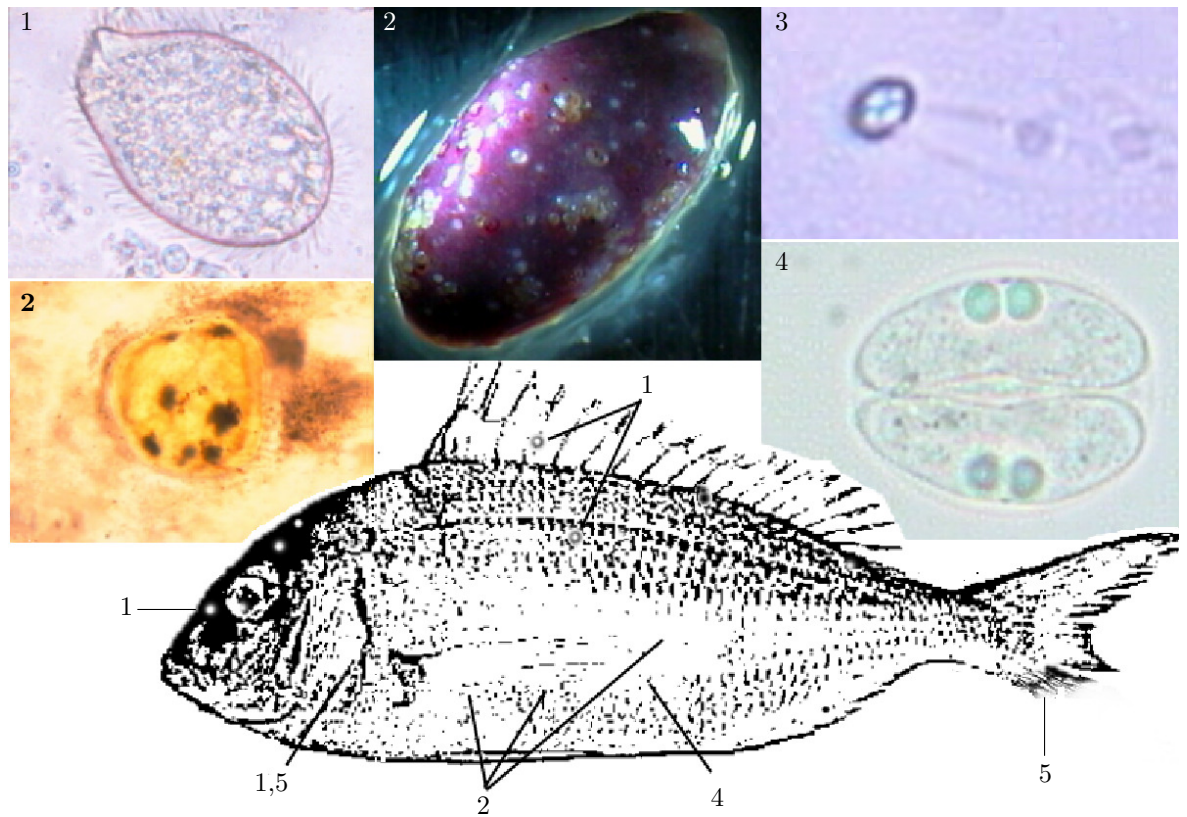


Figura 6.1: Localización de algunos patógenos encontrados en breca. 1) *Cryptocaryon*: epitelio y branquia. 2) granulomatosis visceral: Bazo (foto central) hígado y riñón. 3) Myxozoo indeterminado: Sangre, (Posible *Myxidium* o *Zschkotella*). 4) *Ceratomyxa Bilis*, 5) *Flavobacterium (Cytophaga)* (No ilustrada): cola y branquia

*Eimeria*, *Goussia* o *Myxidium leei*<sup>1</sup>. La anemia puede indicar también la presencia de *Trepomonas* o *Haemogregarina* en la sangre [364, 314, 22].

### Hongos

Varios hongos como *Dermocystidium*, *Branchiomyces*, *Aphanomyces* o *Saprolegnia* son habituales en cultivos dulceacuícolas de peces y crustáceos causando daños que van desde proliferaciones algodonosas (leves), invadiendo heridas cutáneas, hasta bloqueo de la branquia y muerte. El número de hongos patógenos conocidos en peces marinos es más reducido, sin embargo [412]. *Ichthyophonus hoferi* produce granulomas en las vísceras de más de 80 especies de peces costeros y mesopelágicos (probablemente incluyendo a Sparidae) provocando una alta mortalidad [185, 412]. Otro grupo peligroso es el de los Microspora, un filo de proto-

zoos reclasificado actualmente como hongos [173] que causan xenomas blancos (a modo de tumores) atravesando musculatura, ojo o vísceras. En Sparidae se ha citado *Loma*, *Glugea* y *Pleistophora*. No existe un tratamiento eficaz contra ellos actualmente. Al menos otros tres hongos son patógenos de Sparidae: *Fusarium oxysporum* parásito de pargo rojo [218]; *Sarcinomyces crustaceus*, que habitualmente vive sobre piedras pero excepcionalmente causa exoftalmia gaseosa en chopas mediterráneas del género *Spondylisoma* [486] y una especie no identificada similar a *Exophiala* que afecta a *Stenotomus versicolor* [364]. Finalmente, los peces cautivos alimentados incorrectamente pueden desarrollar varios tipos de aspergillosis.

Conviene notar que algunos Sparidae presentan coloraciones distintas durante el reposo nocturno o al

<sup>1</sup>El filo Myxozoa se considera actualmente cnidarios al demostrarse que son pluricelulares y que los corpúsculos polares equivalen a nematocistos modificados, pero comparte tantas características con protozoos que se incluye aquí

asustarse. Tanto el pargo como la breca pueden mostrar temporalmente un color herrumbroso con grandes bandas transversales ocreas alternativamente claras y oscuras (Fig. 3.9 en Pág. 62). Esto es totalmente normal y no implica necesariamente una enfermedad.

Al menos cinco protistas se detectaron durante el cultivo de breca en Mazarrón (Fig. 6.1); de ellos dos protozoos estuvieron asociados a epizootias y se describen a continuación en formato de nota breve:

### 6.1.1. Mortalidad estival por Criptocarionosis

#### Descripción y sintomatología

Durante el verano y con temperaturas entre 25 y 30° C algunos peces empezaron a mostrar inquietud y rascarse contra el fondo o a intentar saltar fuera del tanque. Algunas semanas más tarde aparecen súbitamente heridas oculares, la piel generalmente se llena de puntos blancos, y se vuelve opaca por el exceso de mucosidad, los peces se volvieron letárgicos y finalmente mueren en masa. Al necropsiarlos se encontraron las branquias llenas de trofontes de *Cryptocaryon irritans*, un protozoo ciliado considerado uno de los patógenos más peligrosos para peces marinos en acuarios y tanques cerrados [461]. y que mató a nuestros lotes reproductores de breca capturados entre 2001 y 2003 así como a un buen número de alevines en 2004.

El ciclo de vida de *Cryptocaryon irritans* tiene cuatro fases distintas. Empieza con la forma microscópica infectante (THERONTE) que nada activamente mediante cilios en busca de un hospedador (Fig. 6.2 A) probablemente guiado mediante estímulos químicos emanados por el pez [509]. Una vez alcanzando su objetivo, perfora y penetra bajo la capa de piel mucosa transparente que recubre las escamas externamente (epidermis) y empieza a alimentarse del epitelio, mucus y sangre del pez convirtiéndose en un TROFONTE. Al cabo de unos días se ha convertido en una célula gigante ( $\approx 0,5$  mm) perfectamente visible al ojo desnudo como una bolita blanca lechosa pegada a la piel del pez y que bajo la lupa gira lentamente sobre sí misma (Fig. 6.2 B). Una vez madura se convierte en un TOMONTE nadador que atraviesa de nuevo la piel y se desprende cayendo al fondo, en donde pierde los cilios, segrega una cubierta y se enquistas (Fig. 6.2 C). El QUISTE se rompe entre 3 y 7 días más tarde si la temperatura es adecuada, o bien puede pasar meses inactivo. Al abrirse libera cientos de therontes diminutos que re-

piten el ciclo vital. Esto significa que cada ejemplar puede convertirse en 400 en una semana y estos a su vez multiplicarse de nuevo hasta que al cabo de unos pocos ciclos los parásitos son tan numerosos que se acumulan en la branquia (Fig. 6.2 B) dificultando la respiración hasta causar la muerte de un pez que unas horas antes parecía totalmente sano.

Los puntos blancos en el epitelio son conspicuos y permiten confirmar la presencia del patógeno en acuarios a simple vista, pero su detección en los tanques de acuicultura puede verse dificultada por la corriente en superficie y unos pocos puntos blancos pueden pasar fácilmente desapercibidos entre cientos de peces. Si se ocultan en la branquia tampoco se ven hasta que es demasiado tarde. El rascado de los peces contra el fondo es el síntoma más útil para sospechar el problema en las fases iniciales. Otros síntomas que pueden hacernos sospechar son la orientación de los peces nadando frente a la entrada de agua. En fases avanzadas puede observarse una producción excesiva de mucus y la piel puede ulcerarse y contagiarse con bacterias oportunistas disfrazando la naturaleza del problema.

Al dejar los parásitos en placas petri se enquistaron totalmente en 24 h (Fig. 6.2). Hay que tener en cuenta por tanto que cualquier cubo, red o recipiente que haya estado en contacto con peces enfermos propagará fácilmente la infección a otros peces a menos que se deje secar por completo antes de volver a usarlo.

#### Ensayos de tratamiento

Se emplearon 200 brechas cultivadas de 2 meses y medio (6 cm) infectadas por *Cryptocaryon irritans* y recién alojadas en tanques circulares de fibra de vidrio de 1300 L de capacidad. Dos días después del cambio de tanque se pasan a circuito cerrado y empiezan

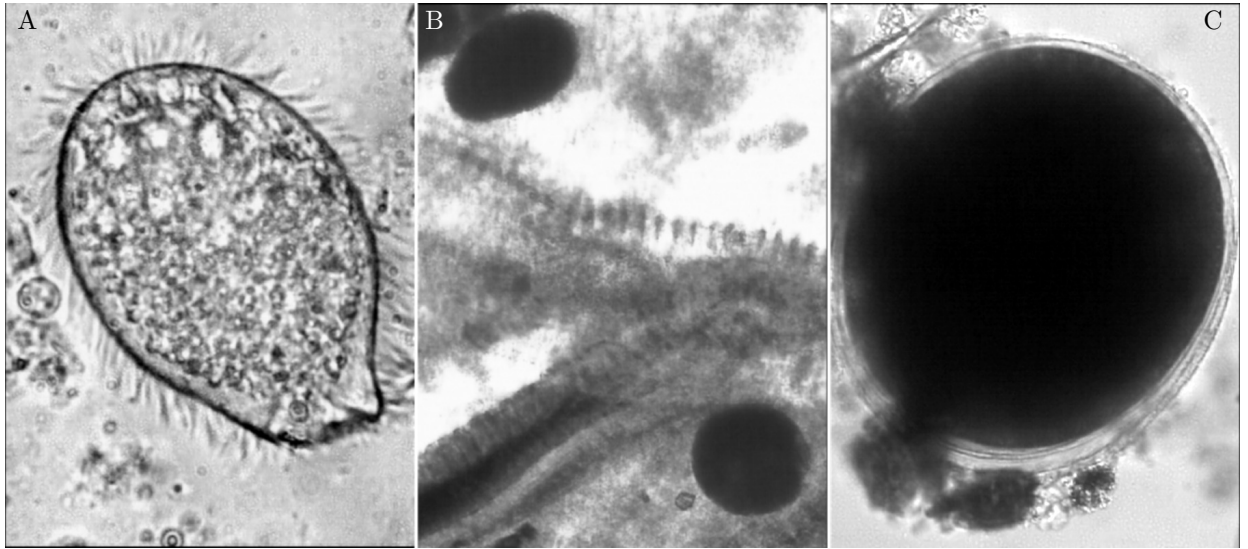


Figura 6.2: Ciclo vital de *Cryptocaryon irritans* A) Theronte (forma infectante) en busca de un hospedador, se observan los cilios y el aparato perforador (abajo) para atravesar la epidermis del pez  $\times 630$ . B) Una vez dentro del pez empieza a alimentarse y se convierte en un trofante y crece considerablemente. La figura muestra dos trofontes maduros en una branquia de breca muerta por el parásito, el superior a punto de desprenderse al agua como tomonte nadador. A pesar de ser una única célula gigante son muy opacos vistos a trasluz. En el parásito inferior se observa parte del núcleo tetralobulado típico de la especie. C) Quiste entre los residuos del fondo. Tras 24 h el tomonte pierde los cilios y forma una cubierta protectora y se enquist, al abrirse días o meses más tarde liberará centenares de diminutos therontes nadadores repitiendo el ciclo.  $\times 200$ .

a tratarse. El agua se renovó parcialmente cada 3-4 días para mantener su calidad y eliminar sustancias nitrogenadas venenosas que pudieran interferir en la mortalidad.

Un grupo de 15 animales trasladado dos semanas antes se mantuvo como control. A éste grupo se le bajó ligeramente la salinidad desde 38 a 30 ppm sin tomar ninguna otra medida. El resto se dividió en dos grupos. A uno de ellos se le proporcionó sulfato de cobre a 0,1 ppm, salinidad a 30 y circuito cerrado mientras que al otro se le mantuvo con un tratamiento hiposalino, bajando la salinidad progresivamente a una tasa de 10 puntos por día desde 38 hasta dejarla en 15 puntos. La salinidad se comprobó varias veces al día mediante un refractómetro de mano.

## Resultados y Discusión

Todos los grupos desarrollaron los síntomas típicos de infección por *Cryptocaryon* y todos los peces del

grupo control no tratado murieron.

Los peces del segundo grupo empeoraron también. El uso de sulfato de cobre entre 2001 y 2003 fue igualmente ineficaz para parar la enfermedad. Al ser venenoso también para los peces es esencial evitar la sobremedicación pero parte del compuesto es atrapado e inactivado por la materia orgánica así que calcular las dosis terapéuticas adecuadas para los niveles de agua de los tanques fué complicado. A lo sumo ralentizó al parásito pero no sirvieron para detener las muertes. Bajo el microscopio los trofontes demostraron ser además relativamente resistentes al cobre, y siguieron girando sobre sí mismos del modo normal durante bastante tiempo con concentraciones de 2 ppm. Presentó muchos problemas y no podemos recomendarlo como método de control. Tras empezar las muertes y ante la certeza de que el próximo ataque sería letal, se descartó el tratamiento de cobre y se les bajó la salinidad a 12 puntos del mismo modo que al tercer grupo. Las muertes cesaron y los peces supervivientes se recuperaron.



El tratamiento por agua dulce de *Cryptocaryon irritans* se conoce desde el año 1985 para la dorada *Sparus aurata*, espárido marcadamente eurihalino que se cultiva tanto en agua salobre como dulce, sin embargo se ha ensayado en muy pocas especies exclusivamente marinas y tampoco hemos encontrado ensayos anteriores para breca en la bibliografía. Un posible motivo es que el corte del flujo de agua por un tiempo prolongado suele suponer un problema importante en acuicultura, especialmente dadas las cargas altas de peces que suelen manejarse, y el diseño de las instalaciones trata de evitar a toda costa que eso pueda ocurrir. El mantenimiento de la oxigenación con cargas muy elevadas de peces es delicado debido a la gran producción de desechos nitrogenados que hay que neutralizar, pero tiene menos inconvenientes que el suministro constante de medicación y sus problemas asociados de dosificación y residuos. Incluir filtros suplementarios en el fondo del tanque bombeando durante la estación conflictiva también ayudó a reducir la carga de parásitos en cualquier caso.

Nuestros ensayos desaconsejan el baño temporal en agua dulce en un recipiente fuera del acuario; aunque el paso de agua salada a dulce fue bien tolerado por los peces el resultado al devolverlos al tanque fue siempre el colapso y muerte del pez en pocos minutos. Sin embargo es seguro mantener constantemente a juveniles de *Pagellus erythrinus* en agua salobre de 15 puntos de salinidad siempre que la bajada de salinidad sea progresiva a lo largo de varios días. A dicha salinidad los peces siguen estando parasitados. El parásito puede sobrevivir al menos 7 días en éste tipo de agua, pero pierde gran parte de su virulencia y se logra el doble objetivo de evitar la muerte y provocar el desarrollo de una respuesta inmune. El tratamiento fuera del tanque

no es recomendable porque además de que los peces se acababan estresando bastante en un recipiente pequeño y la mortalidad posterior es alta los recipientes se contaminan. Se comprobó la supervivencia de algunos ciliados de las branquias tras 30 minutos en agua dulce y hay un riesgo importante de que los recipientes utilizados para depositar los peces enfermos o muertos sirvan para propagarlo a otros acuarios (pueden sobrevivir varios días en ellos mientras que no se desecan). Pudimos obtener quistes en laboratorio con facilidad simplemente dejando los parásitos en placas petri a temperatura ambiente durante la noche (Fig. 6.2).

Un año después del tratamiento los peces tratados superaron el periodo estival sin ningún tratamiento posterior contra el parásito por lo que podrían desarrollar algún tipo de inmunidad. Es un tratamiento más seguro para los peces, y menos tóxico para otros invertebrados marinos que el uso de cobre en el agua, planteando menos problemas ambientales y no es tóxico para el hombre lo que evita tener que guardar un periodo de tiempo antes de su consumo como en las aplicaciones de cobre. Su principal inconveniente es el gasto de agua dulce, que debe de ser renovada cada cierto tiempo para tener controlados los desechos nitrogenados y mantener la calidad del agua en circuito cerrado.

*Cryptocaryon* es uno de los principales obstáculos para la supervivencia a largo plazo de las instalaciones de cultivo terrestres. Nuestros ensayos indican que el tratamiento hiposalino es muy útil para evitarlo en esos casos y que los juveniles de breca lo soportan perfectamente, permitiendo la recuperación incluso de peces muy enfermos, sin contraindicaciones si se hace correctamente y con una alta probabilidad de éxito.

## 6.1.2. Myxozoa de *P. erythrinus* mediterráneos

### Sintomatología

Algunos Sparidae mantenidos en cautividad entre 2003 y 2004 presentaron exoftalmia, problemas abdominales con ascitis, oscurecimiento del cuerpo y emaciación progresiva desembocando en muerte en menos de 60 días. En las necropsias no se detectaron acantocéfalos, digenea o nemátodos hematófagos que pudieran explicar la anemia, así que se llevó a cabo una búsqueda más detallada orientada a detectar protozoos internos en varios peces muertos por causas desconocidas incluyendo a 30 brechas cultivadas en Mazarrón de tallas comprendidas entre 81 y 330 mm ( $\bar{X} \pm \sigma$ ). La detección de parásitos se basó en el examen al microscopio óptico de frotis a  $\times 630$  aumentos según [31, 295]. Las muestras se tomaron en fresco de tres lugares elegidos comunmente por ser preferidos por muchos coccidios y myxozoos para desarrollarse; el bulbo arterioso del corazón, la vesícula biliar y la fracción líquida del contenido estomacal. En casos dudosos se examinaron asimismo áreas sospechosas de músculo, cerebro, bazo o hígado. Los parásitos encontrados fueron medidos y fotografiados en vivo y se ensayaron asimismo algunas tinciones.

### Resultados y Discusión

No se detectaron coccidiosis claras (Apicomplexa) aunque sí un único caso dudoso que no pudo confirmarse, ni quistes en la musculatura provocados por *Microspora* o sus respectivas esporas. Tampoco se detectaron quistes ni esporas de mixozoos en el bulbo arterioso ni en el estómago, pero el 47% de las brechas examinadas tenían abundantes esporas de *Ceratomyxa* en la bilis y esporas similares aparecieron igualmente en *Dentex dentex*, un juvenil de sama de pluma salvaje *Dentex gibbosus* y algunas doradas cultivadas en la planta de Mazarrón muertos por causas desconocidas. La presencia de esporas de *Ceratomyxa* se extendió de diciembre a julio en peces entre los 14,5 y los 28,5 cm de talla.

DESCRIPCIÓN: Los trofozoitos fueron ameboides o redondeados (Fig. 6.3 A). Los disporoblastos fueron

disporicos o monosporicos, elípticos u ovoides y algunos presentaron una fina cola (Fig. 6.3 B); al romperse liberan dos esporas con forma de cuarto creciente, sin proyecciones laterales y ligeramente curvadas presentando una línea sutural estrecha y recta. Longitud Total:  $8,4 \pm 2,2 \mu\text{m}$  ( $\bar{X} \pm \sigma$ ) ( $n = 25$ , rango = 5,6–12,5), Grosor de la espora:  $26,2 \pm 3,8 \mu\text{m}$  ( $\bar{X} \pm \sigma$ ) ( $n = 30$ , rango = 19,7–33,8). Dos cápsulas polares piriformes o esféricas con filamentos enrollados en tres o cuatro vueltas. Algunas esporas raras y anormales presentaron una o tres cápsulas polares. Longitud de la cápsula polar  $3,6 \pm 0,5 \mu\text{m}$  ( $\bar{X} \pm \sigma$ ) ( $n = 26$ , rango = 2,9–5,1). El citoplasma de la espora es acidófilo y se tiñe de rosa en Hematoxilina-Eosina mientras que ambos corpúsculos polares son marcadamente basófilos y toman un

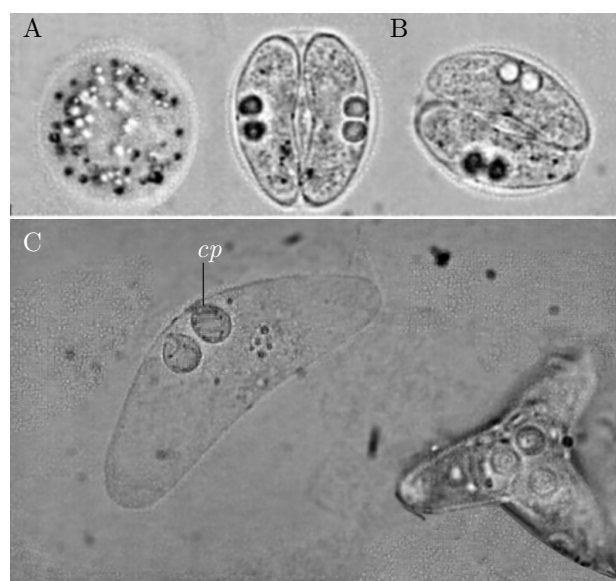


Figura 6.3: *Ceratomyxa* cf. *diplodae* en bilis de brecha. A) Trofozoito multinucleado  $\times 630$ . B) Esporoblasto con esporas ya formadas visto desde dos ángulos distintos  $\times 630$ . C) Esporas libres  $\times 1000$ . Nótese los extremos romos y no atenuados de las expansiones y los filamentos enrollados en forma de muelle dentro de las capsulas polares.

cp – cápsula polar

tono azul oscuro. En Lugol parte del interior de la espora se tiñe de color verde amarillento.

Los myxosporeos incluyen a algunos patógenos de peces muy peligrosos y difíciles de tratar [314, 310] y no son un grupo que se pueda tomar a la ligera, pero sólo unas pocas especies son conocidas por causar problemas realmente [509]. La mayor parte de las especies de *Ceratomyxa* viven, como en nuestro caso, en la vesícula biliar o en la vejiga urinaria de determinados peces marinos, suelen centrarse en un rango estrecho de hospedadores específico de cada una, y se consideran inocuas para su hospedador [509]. Desafortunadamente las cosas pueden ser diferentes en cultivo. Una excepción por partida doble a esta tendencia es *Ceratomyxa shasta* [295], que vive en agua dulce y además es un peligroso patógeno en acuicultura de Salmonidae [295, 31, 509]. *Ceratomyxa sparusaurati* es otra especie que empieza a ser objeto de seria preocupación al haberse registrado mortalidades, asociadas a inflamación abdominal y ascitis, en doradas españolas en las que se detectó también fuertes infecciones de dicha especie [384]. Las esporas de *C. sparusaurati* tienen tamaños ligeramente diferentes a los de nuestras muestras, sugiriendo que podríamos estar frente a una especie distinta. En Sparidae mediterráneos se han citado al menos otras tres especies: *Ceratomyxa diplodae* de *Diplodus annularis* y probablemente también *Dentex dentex*; *C. pallida* de *Boops boops* y *C. herouardi* de *Sarpa sarpa*. Otra especie relevante de lubinas cultivadas, *Ceratomyxa labracis*, posee esporas con largos filamentos laterales atenuados lo que la descarta. *Ceratomyxa diplodae* [462] es muy similar y atribuimos tentativamente a nuestras muestras a dicha especie. Dada la alta frecuencia de aparición en bilis pensamos que estos cuatro Sparidae pueden hos-

pedar a *C. diplodae* y que puede ser más frecuente de lo que se creía. El hecho de haberla detectado no implica automáticamente que esté causando problemas, sin embargo la sintomatología coincide preocupantemente con los mostrados por *C. sasha* en salmones (exoftalmia, coloración oscura, ascitis y mortalidad entre 32 y 42 días especialmente entre los salmones juveniles), por tanto se impone cierta precaución y examinar la vesícula ante casos similares.

Afortunadamente, aunque se sabe que las esporas de myxozoa pueden permanecer viables durante años en el agua fría el ciclo de vida completo precisa de un hospedador intermediario anelido (en el que se forman las fases infectantes parecidas a anclas agudas denominadas actinosporas) y que puede estar ausente en cautividad, esto significa que el mismo parásito puede causar graves problemas en una localidad y pasar totalmente desapercibido durante años en otra [414].

*Ceratomyxa* podría no ser el único myxozoo presente de manera natural en breca, unas pocas esporas en un ejemplar eran bastante cortas, encajando bien en el género próximo *Leptotheca*, sin embargo existe cierta variabilidad en las esporas de *Ceratomyxa* encontradas, incluyendo algunas esporas raras con uno o tres corpúsculos polares (una de las cuales puede verse en vista superior en la Fig. 6.3). Siendo protozoos tan poco conocidos y no encontrando esta segunda forma en cantidades apreciables no podemos asegurar que la supuesta *Leptotheca* no fuera simplemente una espora defectuosa de *Ceratomyxa* y preferimos no incluirla por el momento entre los parásitos de la especie. En un frotis de sangre sin teñir se encontró también una única espora distinta correspondiendo a una segunda especie de myxozoo (Fig. 6.1 3) pero cuya escasez no permitió tampoco un análisis más detallado.

## 6.2. Virus y Procariotas parásitos de Sparidae

### Bacterias.

Muchas bacterias forman parte de la flora intestinal normal de animales sanos. *Vibrio* y *Pseudomonas* están entre las más comunes en juvenes espáridos cultivados y *Halomonas* aparece en *Acanthopagrus*. En condiciones desfavorables algunas de ellas pueden volverse patógenas. Al menos 8 géneros de bacterias consideradas patógenas se han aislado de Sparidae enfermos (Tabla 6.2). De ellos *Photobacterium damselae* (*Pasteurella piscicida*) y el género *Vibrio* (Vibrionaceae) se consideran patógenos importantes. *Vibrio alginolyticus* provoca oscurecimiento del cuerpo, descamación y úlceras en doradas previamente enfermas por otras causas [441] y *Vibrio anguillarum*, *V. harveyi*, *V. ordalii* y *V. splendidus* son otros atacantes comunes de peces marinos. La enfermedad denominada columnaris causada por *Flavobacterium columnare* es muy frecuente en todo tipo de peces y ha sido registrada en pargos con branquias mutiladas y dentones con colas roídas [241]. *Flexibacter* y *Cytophaga* son sinónimos del género *Flavobacterium* por los que se conoce también.

Tabla 6.2: Principales géneros de bacterias patógenas de Sparidae

Gen	huesped	Fuente
<i>Mycobacterium</i>	> 150 sp.	
<i>Nocardia</i>		
<i>Streptococcus</i>	<i>S. aurata</i> [364, 158]	
<i>Staphylococcus</i>	<i>Pagrus auratus</i> [364]	
<i>Photobacterium</i>	<i>S. aurata</i>	
<i>Vibrio</i>	<i>S. aurata</i> [441]	
<i>Halomonas (Deleya)</i>	<i>A. schlegeli</i> [364]	
<i>Flavobacterium</i>		
<i>Aeromonas</i>	<i>S. aurata</i>	Real 94
<i>Cryseobacterium</i>	marina	

### Virus

Los virus no son protistas sino son seres totalmente diferentes, acelulares. La identificación de virus suele requerir un material y metodología muy especializados cayendo fuera de los objetivos de éste trabajo; sin embargo su efecto en acuicultura es tan marcado que no podemos dejar de exponer brevemente el tema. Algunos virus de salmón se han diseminado hasta el punto de aparecer en todas las empresas importantes

que cultivan este pez; es decir *toda* la región holártica. Las pérdidas económicas producidas al invadir una nueva zona son inmensas y permanentes y, puesto que existen pocos medios para combatirlos, es imperativo conocerlos y poner los medios necesarios para evitar que se sigan propagando.

El estudio de los virus es complejo y particularmente caro y por ello los virus de las 32.800 especies de peces [178] y otros vertebrados inferiores (que no suelen causar enfermedades humanas) han recibido mucha menos atención que los de mamíferos o aves. Hasta 1990 la mayoría de los virus de peces se habían descrito en peces cultivados de agua dulce, (al menos 11 virus patógenos de *Anguilla anguilla*, 6 de Salmonidae y 5 de Ciprinidae). Muchos de ellos son Ortomyxovirus, Rhabdovirus e Iridovirus o, más raramente, Reovirus y Birnavirus [403]. La virología de perciformes marinos empezó a desarrollarse mucho más tarde y aún está prácticamente por desarrollar. En casi todas las especies se han descrito sólo de 1 a 3 virus, más el omnipresente complejo de la linfocistis. En los años 90 con el interés por las vacas locas irrumpieron los  $\beta$ -nodavirus (VER, Encefalopatía y Retinopatía Virales) causantes de desordenes neurológicos similares y mortalidad en Serranidae y Sciaenidae cultivados. Otros virus de perciformes son Iridovirus (Sciaenidae) y Picornavirus (Serranidae).

Por el momento, en Sparidae se han descrito como patógenos solamente algunos Iridoviridae y Rhabdoviridae y un posible Leucovirus [461], la dorada además puede actuar como portador asintomático de nodavirus patógenos de lubina (Tabla 6.3).

Los Iridovirus son virus grandes (130-380 nm) con ADN monocatenario. El **FDLV** (Linfocistis virus) abarca un grupo mal definido de iridovirus causantes de la enfermedad denominada **Linfocistis**. Los síntomas son muy característicos, aparecen pequeños nódulos perlados en las aletas o la boca que crecen hasta formar grandes tumores benignos de color blanquecino. Se da tanto en peces de agua dulce como salada incluyendo entre otras a la dorada o a *Archosargus probatocephalus* [316]). La linfocistis es un proceso completamente reversible, las masas de células conectivas gigantes cargadas de virus se caen y desaparecen de la noche a la mañana. La vida de los peces con tumores menores no suele verse seriamente amenazada directa-

mente por el virus, pero elimina su valor en el mercado al desfigurarlos seriamente durante algún tiempo [461]. Algunos tumores crecen tanto que acaban impidiendo físicamente el uso de la boca, la mortalidad causada por inanición puede rondar el 30%. Una vez que la linfocistis aparece suele hacerse endémica y difícil de erradicar. Aunque no hay muchos datos oficiales, algunas empresas murcianas parecen haber sufrido pérdidas por este virus y también puede observarse ocasionalmente en algunos acuarios públicos españoles.

Tabla 6.3: Principales virus de Sparidae

	Especie	hospedador	[fuente]
Irido	FDLV	> 100 sp.	[403]
	RSIV	<i>P. auratus</i>	[366]
Rhab	Hirame rhabdovirus	platija	[364]
	IHN novirhabdovirus	<i>S. aurata</i>	
Noda	Nodaviridae	<i>S. aurata</i>	[95]
	VER	lubina, Sparidae	[95]
	Papilomatosis virus	<i>S. aurata</i>	[264]

El **Red Seabream Iridovirus** (RSI virus) es otro iridovirus descrito en 1990 sobre *Pagrus auratus* cultivados y encontrado posteriormente en otros Sparidae asiáticos (*Acanthopagrus schlegeli* y *Evynnis japonica*) y en una treintena de perciformes, tetraodontiformes y pleuronectiformes cultivados y salvajes. Causa mortalidades masivas estivales. Los principales síntomas son: letargia, anemia severa, Petequias branquiales <sup>2</sup> y especialmente esplenomegalia <sup>3</sup>. Al microscopio óptico aparecen grandes células basófilas en corazón y bazo. La identificación exige aislar el virus de tejidos del hígado o el bazo mediante el uso de anticuerpos monoclonales específicos para el RSIV [366]. Desde su descubrimiento el virus se ha extendido a cultivos de

otros países y su expansión parece continuar en Asia. Teniendo en cuenta esto y la baja especificidad de este virus por sus hospedadores entre los que se cuentan varias especies de *Epinephelus*, *Seriola* y *Thunnus thynnus* es importante estar alerta frente a su posible aparición en Europa. Dada su importancia, han surgido varias líneas de investigación tratando de conseguir una vacuna eficaz [362].

Otros virus de Sparidae cultivados son el **virus de la papilomatosis de la dorada** [264], causante de tumores benignos que se considera un Leucovirus [461], y un virus no identificado (Paramyxovirus probablemente) causante del síndrome de necrosis epitelial que mata a *Acanthopagrus schlegeli* [364, 358]. El **virus de la necrosis hematopoyeica infecciosa IHN** (Rhabdovirus) de Salmonidae puede ser transmitido a la dorada de manera experimental.

Según la especie los virus pueden propagarse por contacto directo con agua contaminada o ingestión (peces frescos o congelados ofrecidos como alimento, canibalismo dentro del tanque). Experimentalmente se ha demostrado contagio vertical de la madre al huevo en lubina [73].

Algunos virus pueden producir síntomas característicos que hagan sospechar fuertemente de su presencia aunque no se confirmen con estudios moleculares. Los linfocitos en particular son típicos y fácilmente reconocibles y no se nos hubieran pasado por alto de presentarse algún caso entre los varios millares de brechas y otros peces cultivados examinados en Mazarrón entre 2001 y 2004. Sí se encontraron sin embargo la ubícuca *Flavobacterium* (un bacilo muy largo a modo de varilla de unas 10µm que se desliza continuamente hacia adelante y atrás lo que permite identificarla fácilmente al microscopio), que apareció como oportunista en aletas roídas de brechas cultivadas con picos máximos de temperatura y curó espontáneamente; y otro caso menos trivial asociado a mortandades de brecha cultivadas en Mazarrón que se describe seguidamente.

<sup>2</sup>pequeñas hemorragias en forma de punto

<sup>3</sup>bazo agrandado



## 6.2.1. Granulomatosis sistémica primaveral

### Sintomatología

El episodio ocurrió entre enero y agosto de 2004 en un tanque que contenía 250 brecas procedentes de la bahía y pescadas mediante arrastre. Los animales habían sido alimentados con pescado congelado (*Alosa*) y desarrollaron exoftalmia en uno o ambos ojos, natación irregular con incapacidad de mantener el equilibrio y coloración anormal. Tras cualquier episodio estresante se producían muertes masivas. La mortalidad continuó a lo largo de 8 meses. En ocasiones se observaron algunas heridas cutáneas, así como Petequias en la base de las aletas atribuidas a golpes con las paredes del tanque durante la noche. Los peces moribundos yacían en el fondo del tanque donde eran atacados por otros ejemplares resultando en la pérdida de uno o ambos ojos, septicemia generalizada y muerte.

Se necropsiaron 30 ejemplares procedentes del lote enfermo y 337 ejemplares sanos salvajes (Véase pág 24). Se registró con una precisión de 0,0001 g el peso de 77 bazos de ejemplares anómalos, del hígado de todos los ejemplares y ocasionalmente del conjunto formado por ventrículo y bulbo arterioso del corazón). También se anotaron todas las anomalías observadas en hígado, corazón, bazo, riñón, vesícula biliar y tracto digestivo. La detección de patógenos se basó en el examen al microscopio óptico de muestras en fresco.

La ESPLENOMEGALIA es una condición caracterizada por un crecimiento anormal del bazo como respuesta a varias toxinas (debido a su papel como órgano filtrador de la sangre, creador de anticuerpos y almacén de monocitos). Como la esplenomegalia es también uno de los síntomas más evidentes en infecciones víricas que no forman granulomas (como el Red Seabream Iridovirus), es importante conocer el rango de peso normal del bazo en brecas sanas. Se caracterizó mediante el cálculo de un índice bazosomático (IBS) similar a los ya vistos (porcentaje del peso total aportado por el peso del bazo) y la hepatomegalia se estudió mediante el índice hepatosomático. Los ejemplares examinados se clasificaron como sanos si no se observan nódulos externa ni internamente en la totalidad del bazo, (puesto de relieve tras aplastar toda la víscera entre dos portaobjetos y examinarla a la lupa binocular), leves

cuando se encontraron entre uno y 10 nódulos aislados, y severos cuando se estimó que los granulomas aparecían masivamente y en una cantidad significativa del tejido.

### Resultados y discusión

Los peces del tanque afectado presentaron numerosos nódulos grisáceo-amarillentos en el corazón, riñón, bazo, vesícula biliar y/o hígado (Fig. 6.4 A,C), que nunca fueron detectados en las brecas salvajes, los huevos, larvas, ni alevines de breca cultivadas y tampoco durante las necropsias ocasionales a corvinas negras, verrugatos, doradas, dentones, sargos, lubinas o pargos que el autor realizó en la planta de cultivos. La necropsia reveló nódulos duros blanquecinos o amarillentos en vísceras asociados a procesos de esplenomegalia y renomegalia<sup>4</sup>. En los casos severos el corazón, el hígado y la vesícula biliar se vieron también afectados. No se detectaron hepatomas masivos. La presencia de nódulos fibrosos puntiformes en las vísceras se denomina granulomatosis sistémica. Un 40% de los ejemplares presentaban adicionalmente Myxozoa en la vesícula biliar (ver apartado anterior) y pequeñas cantidades de *Hysterothylacium* fueron asimismo frecuentes en el peritoneo (Ver pág 116). Las branquias estaban pálidas pero limpias de parásitos tras los tratamientos realizados. La intensidad varió entre unos pocos nódulos a una estima de más del 70% del tejido normal substituido por granulomas.

Los GRANULOMAS VISCERALES tenían un aspecto de “grano de mijo” al ojo desnudo, y un tamaño de  $503 \pm 225 \mu\text{m}$  ( $\bar{X} \pm \sigma$ , rango 172 – 847, n= 7), los mayores eran perfectamente detectables a simple vista sobre bazo y riñón (en el hígado son mucho mas difusos y se requiere lupa para detectarlos). Los nódulos atraviesan la víscera apareciendo tanto en superficie como en el interior de ésta y suelen tener forma ovalada. Al microscopio, los nódulos presentaron una envoltura exterior mas clara de  $\approx 400 \mu\text{m}$  de diámetro y un interior opaco de  $\approx 330 \mu\text{m}$  de diámetro (n=1), doble pared grisácea separada por un espacio claro y un interior de color típicamente amarillento con algunos acúmulos de puntos negros (Fig. 6.1 2).

<sup>4</sup>crecimiento excesivo del riñón por encima de su tamaño normal

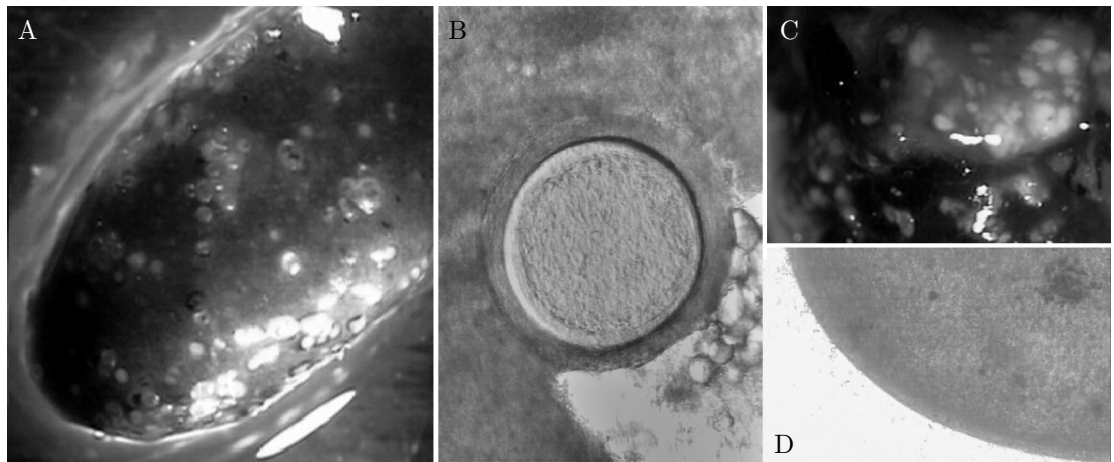


Figura 6.4: Granulomatosis sistémica: A) bazo de breca en fresco repleto de granulomas perlados x10 B) Granuloma en bazo de pez de 19,7 cm en mayo-2004 x100 C) Corazón mostrando manchas difusas en el ventrículo x10. D) Detalle de granuloma de mayor tamaño diseccionado y aplastado (bazo) x50

o redonda. Un segundo tipo de nódulos era blanquecino con características similares pero el tejido estaba más desorganizado y carecía de límites tan claros.

**ESPLENOMEGALIA.** Ocho de los 77 bazos examinados presentaron granulomas a simple vista. Los bazos de peces afectados fueron significativamente mayores de lo normal (Fig. 6.5), llegando incluso a superar en más de diez veces al peso normal (Índice Bazosomático: -Inf 1,39%,  $\bar{X} \pm \sigma$ ) en un único pez estabulado con un bazo enorme. Por separado, los ejemplares no infectados (o en los que la infección no fue aparente) presentaron un valor de  $0,11 \pm 0,06$ , frente al  $0,36 \pm 0,43$  del de los peces con granulomas. La media total conjunta del IBS (para peces normales y afectados) fue de  $0,14 \pm 0,16$ .

Nuestros estudios sugieren que podríamos sospechar la presencia de una infección o un problema asociado a la presencia de una toxina (causada por un patógeno, contaminación, etc. . .) cuando el peso del bazo supere el 0,20% del peso corporal.

Desafortunadamente ésta vez no pudo identificarse con seguridad al causante del problema. Las granulomatosis sistémicas se han asociado a mortandades en muchas especies de peces como *Dentex dentex* [202], y pueden ser difíciles de trazar porque son un efecto, no una causa; una respuesta común del pez frente a varios tipos de problemas diferentes.

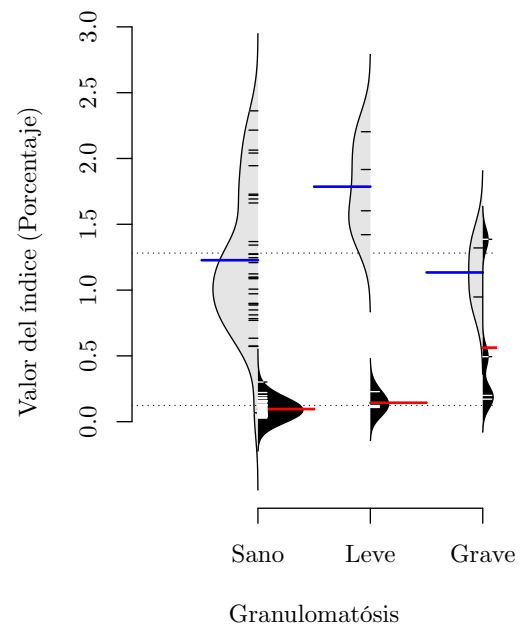


Figura 6.5: Relación entre los índices hepato-somático (izquierda, gris) y bazosomático (derecha, negro) y la presencia de granulomas viscerales.

Los valores medios para cada clase de IHS se representan en azul, para el IBS en rojo. Las infecciones leves presentan pocos nódulos, a veces invisibles desde afuera, las graves, numerosos y atravesando toda la viscera. Véase también la Fig. 3.11 en pág. 68)

Según su origen pueden clasificarse en dos grupos:

- No infecciosas, causadas por contaminantes.
- Infecciosas, causadas por patógenos (virus, hongos, bacterias, amebas, myxozoos) o diatomeas.

Las primeras se deben a agua de baja calidad, ingestión de toxinas o cuerpos extraños. Se han citado en dorada y otros peces cultivados alimentados con aceites vegetales rancios o peces congelados almacenados durante mucho tiempo. La contaminación del alimento con aflatoxinas producidas por hongos *Aspergillus* se ha considerado la causa principal en estos casos [372, 509]. En tilapia se han encontrado granulomas de material amorfo sin parásitos que se han interpretado como agregados inusuales de macrófagos al criarla en aguas contaminadas. Teniendo en cuenta que en Mazarrón otros peces alimentados con la misma comida o mantenidos en el mismo tipo de agua no presentaron mortandades o síntomas similares no creemos que nuestro caso corresponda a éste tipo.

Entre los candidatos del segundo grupo citados en Sparidae están: el virus de la papilomatosis, específico de la dorada .

Las micobacteriosis, nocardiosis y rickettsiosis provocadas por bacterias alcohol-ácido resistentes. *Mycobacterium* provoca la denominada tuberculosis de los peces y granulomas cutáneos normalmente benignos en las manos de profesionales que procesan pescado (no está asociada a problemas respiratorios en peces ni humanos) [513]. Al menos tres especies de micobacterias atacan a más de 150 peces marinos y de agua dulce y su tratamiento es caro y dura meses [287]. La detección de *Nocardia* requiere aislar y cultivar la bacteria (lo que es complejo, lento y difícil <sup>5</sup>) y provocar un precipitado de los ácidos de su membrana. Se diferencia de *Mycobacterium* por tener un punto de fusión del precipitado mucho más alto. Las *Rickettsia* son bacterias gram- que también provocan esplenomegalia y daños hepáticos con lesiones típicas en forma de rosquilla (no encontradas aquí). Las micobacteriosis producen nódulos en bazo y riñón (fundamentalmente), que presentan contenidos caseosos o amorfos, rodeados de capsulas laxas y a veces conteniendo acúmulos de melanina [217]. La ausencia de emaciación o úlceras

persistentes en la piel de nuestros ejemplares (habituales en micobacteriosis) no sugiere que sea nuestro caso, pero tampoco puede descartarse completamente.

El hongo *Ichthyophonus fosteri* produce gránulos blanquecinos en las vísceras, con preferencia por las fuertemente vascularizadas (corazón, bazo, riñón e hígado), y causa altas mortandades en muchos peces marinos [364]. La enfermedad crónica permanece asintomática durante mucho tiempo y es prácticamente idéntica a la causada por bacterias alcohol-ácido-resistentes (micobacteriosis) con la que se confunde a menudo [22]. Nuestro caso difiere por no presentar emaciación, úlceras o puntos negros en la piel, deformaciones de columna o alteraciones neurológicas con equilibrio anormal habituales en ichthyophonosis. Además la temperatura óptima de crecimiento del hongo es de 10° C.

Los Myxozoa suelen formar xenomas blancos o grises en musculatura o branquia (*Henneguya*. Nuestros ejemplares positivos sólo aparecieron asociados a *Ceratomyxa* en la mitad de los casos) y presentan diferencias claras en cuanto al color, forma, tamaño y localización de los nódulos.

Las larvas de platelmintos encapsulados presentan diferente localización, superficie externa que puede presentar espinas o inclusiones e interior con ganchos o estructuras duras diferenciadas que puede moverse bajo el microscopio, a diferencia de nuestro caso cuya superficie fue totalmente lisa (Fig. 6.4 D) y nunca se observó movimiento dentro del nódulo.

Por tanto creemos que todo apunta a una Pasteurellosis crónica producida por *Photobacterium damselaepiscidida*. Esta bacteria, común localmente, causa mortandades importantes asociadas a nódulos de 1-2 mm de color gris amarillento que se restringen principalmente al bazo (pero pueden aparecer en otras vísceras bien vascularizadas). Otros síntomas presentes en nuestro caso son hemorragias en la base de las aletas, ojos y boca y aceleraciones bruscas y violentas (en los peces a punto de morir) [364, 287]. Aunque el patógeno debería ser confirmado por estudios posteriores que no se realizaron por estar inmersos de pleno en la temporada de mayor actividad con el cuidado de huevos y larvas, pensamos que el testimonio del caso es valioso de todos modos y merece ser incluido.

<sup>5</sup>Debido a la dificultad para cultivarlas y aislarlas las nocardiosis han sido reportadas raramente. Las colonias crecen muy lentamente y tardan varias semanas en empezar a desarrollarse. Durante este tiempo otras especies suelen contaminar las placas

## Parte IV

# Discusión general y conclusiones.





# *Pagellus erythrinus* como especie cultivable

## 7.1. Cultivo, reproducción y crecimiento

Nuestro trabajo valida histológicamente los criterios macroscópicos empleados por otros autores para sexar la especie [404, 501, 385, 290]. El aspecto observado para los espermatozoides al microscopio óptico (Fig. 2.6 en pág 33) es compatible con el tipo 'I' confirmado mediante microscopía electrónica por Maricchiolo *et al.* para los espermatozoides de breca (cabeza esférica sin acrosoma, pieza media cónica y una larga cola) [308].

Las ovotestis de Sparidae se consideran hermafroditas en origen [239] pero no se encontraron evidencias microscópicas ni macroscópicas <sup>1</sup> de producción simultánea de ambos tipos de gametos. Aunque la histología reveló la presencia de intersexos estos presentaron bien vitelogenénesis activa con una zona masculina claramente inmadura, o bien espermatogénesis activa en la periferia y un interior con escasas oogonias supervivientes dispersas por un tejido ovárico en regresión. No se encontró nada que sugiera que esas últimas oogonias no utilizadas (desprovistas de una envoltura de células auxiliares y desconectadas del tejido adyacente), sean capaces de multiplicarse y regenerar un ovario funcional de nuevo en años posteriores. Nuestros estudios apoyan por tanto la visión tradicional de la breca como un hermafrodita secuencial clásico, incapaz de fecundarse a sí mismo (al no coincidir en el tiempo la formación de ovocitos y espermatozoides) y cuya inversión sexual es un hecho *único y no reversible* <sup>2</sup>.

El 2% de intersexos ( $\mathcal{G}_2$ ) encontrado en breca fue similar al detectado macroscópicamente en *Diplodus*

*sargus* y *Diplodus annularis* (3,3%) [337, 382]. El cambio de sexo en brecas de la Bahía de Mazarrón fue un hecho poco frecuente, que ocurrió *a partir del segundo año de vida en menos de un tercio de los ejemplares examinados*. Esta cifra puede parecer escasa si la comparamos por ejemplo con entre el 30 y el 50% de los machos de *Acanthopagrus schlegeli* que se vuelven hembras en su tercer año [239], pero es razonable si tenemos en cuenta la composición de la muestra. Las tallas media y mediana de las brecas salvajes (que se supone reflejan la situación de la población en Mazarrón) fueron de 206 mm y 175 mm respectivamente, situando a la mayoría de los peces en su primer o segundo año de vida (Fig. 3.10 en la pág 64) y sin la posibilidad real de haber participado en dos temporadas reproductoras sucesivas como diferentes sexos.

La inversión sexual en breca parece incrementarse en cualquier caso en poblaciones con alta presión pesquera que disminuye la esperanza de vida de los animales y elimina selectivamente a los peces grandes (machos) [233]. Esto sugiere que el cambio de sexo está modulado socialmente de algún modo. En el pez payaso *Amphiprion frenatus* este control social se debe a la liberación de inhibidores químicos desde la vejiga urinaria de la hembra dominante, mientras que en el lábrido *Notolabrus fucicola* basta con que los peces puedan observar las coloraciones distintivas de machos dominantes mantenidos en otros acuarios para inhibir su masculinización [108, 474, 132, 353]. La intervención de un inhibidor químico no parece probable en

<sup>1</sup>Las gónadas maduras liberaron o bien huevos anaranjados o bien líquido blanco durante las necropsias, nunca ambos.

<sup>2</sup>Rasgo que compartiría con todos los peces hermafroditas secuenciales conocidos con excepción de un par de especies del género *Lythrypnus* [473]

breca. A diferencia de los peces payaso, que no abandonan su anemona, las brechas subordinadas podrían simplemente nadar lejos para evitar cualquier efecto. Tampoco se observaron cambios temporales de color relacionados con el desove en brechas cautivas (machos y hembras son idénticos salvo por las hembras cargadas de huevo y como hemos visto apenas hay diferencias entre sus proporciones corporales. Tampoco se observaron posturas intimidatorias o luchas entre machos que pudieran revelar un reforzamiento del estatus social previo al apareamiento. Eso por supuesto no implica que no se puedan desarrollar esas conductas en el mar en donde los machos pueden defender una zona y expulsar a otros machos de ella, pero la creación y defensa de un territorio no fue una condición imprescindible para tener puestas en cautividad.

Un modo eficaz de sortear el acoso de los machos dominantes es evitar parecerse a un macho adulto. Los machos que maduran antes pueden mantener su morfología juvenil a pesar de ser sexualmente maduros. Su estrategia consiste en colarse entre las parejas que están desovando haciéndose pasar por una hembra y fecundar los huevos disimuladamente. En Salmonidae estos machos juveniles pueden acabar fertilizando a una proporción considerable de los huevos de hecho [183] y actúan como parásitos de los machos grandes, al aprovecharse de toda la inversión realizada por estos para atraer a las hembras. Los pequeños no necesitan desarrollar aletas y colores vistosos, ni tampoco tienen que invertir energía en el cortejo, limpiar y acondicionar el lugar de desove o construir y vigilar los nidos. Todo eso lo han hecho ya por ellos los otros machos. En su lugar pueden destinar la totalidad de sus recursos a la espermatogénesis y por tanto presentan gónadas más grandes y pesadas respecto de su tamaño que los adultos. Un índice gonadosomático alto indica competencia espermática con otros machos y es habitual en especies que desovan en grupo (las especies que proporcionan cuidados parentales suelen tener IGS más bajos de lo normal por el mismo motivo) [356].

El papel que juegan los machos primarios de breca en Mazarrón no estuvo claro. Casi todos ellos aparecieron entre octubre y febrero <sup>3</sup>, por lo que presentaron valores bajos de IGS (con un promedio de tan sólo 0,31 para un rango de tallas entre 16 y 28,5 cm). El valor del índice fue consistentemente bajo para todos

los machos pequeños indicando que no participan en el desove (Fig. 2.7 en pág 35). El único macho atribuido a la categoría de primario que apareció durante la época reproductora (Julio) presentó sin embargo un remarcable valor de 2,6 para su IGS con una talla de 25,5 cm. Es preciso tener más datos determinar si los machos primarios de breca intervienen habitualmente en el desove, parasitando a los secundarios, o sólo como respuesta excepcional ante la desaparición de estos.

La proporción significativamente mayor de hembras es un rasgo común en especies protoginas con cortejos de tipo poligínico (con unos pocos machos territoriales grandes y dominantes) [132, 32]. La sobrepesca disminuye la talla media, aumenta el porcentaje de hembras de la población y da ventaja a los peces capaces de adelantar su masculinización y fecundar a las numerosas hembras disponibles [493]. La breca en suma, presentó un patrón de proteroginia compensada en número con maduración variable, diandria e inversión sexual no fijada en el tiempo, posiblemente favorecida por el aumento de la presión pesquera [493] y que puede no darse en todos los ejemplares.

La obtención de puestas de breca en cautividad no precisó de grandes instalaciones. La temperatura es uno de los factores esenciales que regulan el metabolismo de los estadios finales de la gametogénesis en poiquiloterms así como la duración del desarrollo embrionario y larvario [409] (si es demasiado baja se retrasa la maduración y si es demasiado alta se detiene la gametogénesis induciendo la reabsorción de los ovocitos) [356]. Las brechas reaccionaron a la temperatura con puestas menores y huevos de mayor tamaño al caer un par de grados. Nuestro estudio indicó que el desove puede producirse en un rango entre los 14 y los 22 ° C, pero en torno a los 25 ° C se alcanzaría una cota superior de temperatura a partir de la cual dejó de producirse huevo viable. A igual temperatura la eclosión del huevo de breca tardó unas 15 h más que los de *Pagrus pagrus* o *P. major* [409]; aparte de eso la fase de huevo no planteó especial dificultad.

La supervivencia larvaria durante las primeras semanas de vida sin embargo sí fue un reto mucho mayor, tanto por la dificultad para alimentar a las larvas como por el canibalismo en las primeras etapas del crecimiento larvario. La absorción de lípidos no es uniforme a lo largo de éste periodo ya que se perfecciona a

<sup>3</sup>Esto no significa simplemente que la gónada en invierno vuelva a un estado inmaduro y el tejido ovárico se reabsorba. Las oogonias de las hembras pudieron observarse claramente tanto en invierno como en el resto del año

medida que el pez desarrolla sus órganos internos. En lubina se acelera a partir del noveno día al empezar a ser capaz de sintetizar lipasas biliares y pancreáticas para digerir mejor su alimento [416]. La duración de la fase crítica en la que el pez debe de empezar a alimentarse por sí mismo o perece depende del tamaño de la gota de grasa (Fig. 3.5 en pág 54). Mortalidades masivas similares a las de las larvas de breca al agotar su vitelo y no poder acceder a presas menores que el rotífero se han descrito también en *Pagrus pagrus* [118]. Las estrategias para obtener larvas del mayor tamaño de boca posible al alcanzar la fase crítica pasan por manipular la temperatura y seleccionarse las puestas de mayor calidad (supervivencia embrionaria superior al 60 % a las 24h, buena flotabilidad, diametro del huevo superior a 820  $\mu\text{m}$  y gotas de grasa mayores de unas 190  $\mu\text{m}$ ). Mantener a las larvas en su optimo superior de temperatura durante la absorción del vitelo se traduce en un crecimiento más rápido [409].

Si se supera esa fase, el siguiente periodo crítico es el desarrollo de la vejiga natatoria. El método de cultivo en agua verde empleado para garantizar suficientes presas de pequeño tamaño planteó el problema de retrasar la inflación de la vejiga a pesar del uso de "skimmers" para retirar la grasa superficial. Es posible también que estos limpiadores de superficie no hayan sido lo bastante eficaces. En dorada cultivada el 70 % de los peces completa este proceso en dos fases entre el día 13 y 15 [111] mientras que en nuestro caso, las primeras burbujas de aire en los estómagos se detectaron a los 12 días de vida pero un gran porcentaje de las larvas aún no habían iniciado el proceso a los 20 días de vida. Las dificultades de los peces para acceder a la superficie acabaron al retirar el fitoplancton y dos días después de empezar a proporcionar *Artemia* se detectó un aumento importante de los peces que habían inflado su vejiga natatoria. Se supone que la mayor parte de las larvas que no llegaron a tiempo para inflar la vejiga antes de que el conducto se cerrara acabaron creciendo mal y fueron devoradas por sus hermanos mayores.

El crecimiento en cautividad de la breca no fue tan rápido como el estimado para la dorada [502, 109] o el pargo común *Pagrus pagrus* que supera los 20 cm en su primer año [240]. La maduración tardía se considera un rasgo deseable en cultivo ya que el comienzo de la reproducción marca una ralentización del crecimiento. La breca madura a tallas inferiores que la dorada pero mayores que las del sargo común *Diplodus sar-*

*gus* [502, 337]. Los grandes Sparidae piscívoros como *Dentex gibbosus* crecen aún más deprisa alcanzando los 24,8 cm de media en su primer año [15]. No creemos que estos resultados descarten a la breca para el cultivo forzosamente porque existen otros factores a valorar (como la gran agresividad y tendencia al canibalismo de *Dentex*, que dificulta mantenerlos en densidades elevadas, o la abundancia del sargo común que dificulta ponerlo en el mercado a un precio rentable).

Hay que tener en cuenta también que algunos de estos estudios se basan en métodos indirectos como el recuento de escamas y otolitos que pueden ser delicados de interpretar. Así, los análisis de escamas realizados por Zupanovic [501] indican un periodo de 3 años para alcanzar los 170 cm de talla en animales salvajes y el cuidadoso recuento de anillos en otolitos realizado por Metin *et al.* en poblaciones turcas da una estima de cuatro años para alcanzar esa talla [325]. Nuestro trabajo en peces de edad conocida muestra sin embargo que esa talla puede alcanzarse en el primer año de edad. Esta diferencia no se debe a que la población turca tenga serios obstáculos para alimentarse y eso ralentize su crecimiento (su relación talla/peso y su factor de condición fueron similares a los obtenidos en Mazarrón por nosotros), así que la explicación más simple para explicar la diferencia es que los análisis de otolitos y escamas simplemente no reflejen bien la realidad. Es posible que existan diferencias importantes entre ambas poblaciones de todos modos porque el IGS máximo obtenido para hembras turcas durante la reproducción fue inferior al nuestro, pero el obtenido para los machos fue superior lo que sugiere un escenario como el comentado anteriormente de sobrepesca, alta mortalidad, bajas tallas máximas, masculinización temprana y aumento de la competencia espermática entre machos.

El índice de eficacia del crecimiento  $\Phi$  fue superior al valor (6,3-7,4) estimado para 11 poblaciones de doradas salvajes [109] (lo que se explica probablemente por el diferente rango de edades analizados). Los valores obtenidos para la breca en cautividad son también superiores a todos los modelos de crecimiento estimados para poblaciones de breca salvaje en la bibliografía (Tabla 3.4). Aunque el modelo sólo cubre los dos primeros años y no puede aplicarse a edades superiores, esto no supone un problema en acuicultura en donde lo que cuenta es el tiempo desde que el animal nace hasta que se sacrifica (que en dorada por ejemplo estaría

entre 13 y 18 meses de edad según Ortega [375]).

## 7.2. Ecología

En el presente trabajo se han podido registrar relaciones tróficas entre la breca y alrededor de otras 170 especies de la bahía de Mazarrón (incluyendo a parásitos y presas). Prácticamente todas las presas encontradas están estrechamente asociadas a fondos blandos de plataforma; no se encontraron prácticamente especies asociadas a la columna de agua (si exceptuamos a algunos crustáceos pequeños) ni tampoco indicadores de comunidades del talud. La diversidad de parásitos está directamente relacionada con el tipo de dieta, que en la zona se basó en crustáceos decápodos que viven enterrados, con una gran relevancia de los géneros *Upogebia*, *Goneplax*, *Alpheus* o *Processa*. Al ser especies abundantes, la terna *Alpheus glaber*, *Goneplax rhomboides* y *Processa* spp. se repite con cierta frecuencia en la dieta de otros peces bentónicos como sollas [162], *Arnoglossus laterna* [161], el gallo *Lepidorhombus bosci* [447, 369], el salmonete, o el pargo [402], sobretodo en las fases juveniles. Todas estas especies compiten con la breca por tanto [92].

Según Larrañeta la breca cambia de hábitat a lo largo del año, permaneciendo en fondos de arena de noviembre a mayo y en fondos de fango entre mayo a octubre [405]. Nuestras observaciones indican una situación más compleja, implicando el uso de varios tipos de ecosistemas costeros que incluyen a céspedes y praderas submarinas y comunidades fangosas con diversas mezclas de arena, grava, detritus y cascajo en ambos momentos del año y ausencia de alimentación en fondos del coralígeno o rocas. Los alevines de Sparidae de muy pequeño tamaño pueden empezar su vida en la columna de agua. Esto ocurre por ejemplo en *Pagrus pagrus* que hasta los 2 cm de talla tiene una vida pelágica antes de asentarse en el fondo [240]. Es esperable que en ese periodo de su vida la dieta sea totalmente diferente a la estudiada. Uno de los ejemplares más pequeños de breca (9 cm) tenía copépodos en su estómago (quizás una reminiscencia de ese tipo de dieta) y otra situación similar ocurrió con el diminuto crustáceo *Nebalia*.

La presencia de peces y cefalópodos en la dieta de breca fue registrada también por Ghannudi en Libia [186]. Dado el tamaño de algunos de los peces y ce-

falópodos encontrados, podría considerarse que fueran simplemente descartes de barcos pesqueros y que la breca se limitara a aprovechar descartes muertos abandonados por los pescadores pero en ese caso lo esperable sería encontrar alevines de especies demersales comunes en la zona, como chicharros, salpas o sargos. Sin embargo casi todos los peces encontrados en los contenidos estomacales son especies que cavan madrigueras (como las anguilas nocturnas, el pez cinta o los gobidae) o se entierran en el substrato (como los peces planos y lenguados). Según Benli *et al.*, la breca no se alimenta durante la noche [50] y las anguilas son nocturnas por lo que la breca debe desenterrarlas directamente en sus madrigueras durante el día.

Las infracomunidades de parásitos de breca se caracterizan por 1) tener como especies dominantes a los monogéneos branquiales, 2) la escasez de digeneos larvarios y cestodos y la ausencia de acantocéfalos y 3) La prevalencia relativamente discreta de larvas de Anisakidae

Lo primero es esperable dada la afinidad de la breca por el fondo marino. Estos parásitos depositan sus huevos en el fondo y se transmiten directamente lo que les hace especialmente peligrosos en acuicultura. Diplectanidae y Microcotylidae están entre los principales enemigos de la piscicultura marina mediterránea, causando pérdidas importantes en dorada y lubina durante la primavera y el verano, y la familia Dicliphoridae causa grandes problemas a los criadores japoneses de fugu y sollas cultivadas [365]. *Lamellodiscus erythrini* es el equivalente en breca a *Diplectanum aequans* y a *Lamellodiscus (Furnestinia) echeneis* que alcanzan grandes prevalencias en lubinas y doradas cultivadas [328] y *Microcotyle erythrini* tiene igualmente sus equivalentes en lubina y dorada (*Serranicotyle labracis* y *Sparicotyle chrysophrii* respectivamente).

Los digeneos larvarios, cestodos y acantocéfalos por su parte son dominantes y típicos en muchos peces que se alimentan en el fondo de moluscos y poliquetos [452, 191]. Su escasez refuerza la idea de que los bivalvos tienen un papel secundario en la dieta de breca. La prevalencia por tallas de las almejas (Fig. 4.2 en pág. 82) indica que sólo son consumidas una vez alcanzado cierto tamaño, probablemente porque necesita mandíbulas fuertes para poder romperlas. La consecuencia lógica es que sus parásitos solo aparecen tardíamente en el ciclo vital de la breca.

La prevalencia de larvas de nematodos Anisakidae es directamente proporcional al consumo de peces por el hospedador. En estudios realizados en peces mediterráneos que conviven con la breca, se vió que el vegetariano *Boops boops* no tenía ni una sola larva de *Anisakis*, mientras que al menos uno de cada dos ejemplares de los predadores *Trachinus* y *Merluccius merluccius* estaban infectados por *Hysterothylacium* y *Anisakis* respectivamente (50-60% de prevalencia) [456, 9]. El consumo de peces por parte de la breca en Mazarrón fue esporádico, del 11% (Tabla 4.2), y esto se reflejó en una prevalencia de Anisakidae estomacales relativamente baja y equiparable a la de consumidores de invertebrados como *Trigla lucerna* o *Spondyliosoma cantharus* [456]. Las cargas excesivas de especies similares a *Hysterothylacium* se han citado como causa de muerte en *Pagellus erythrinus* [461] y una especie similar a *Contracaecum* (*Goezia*) se ha relacionado con mortandad, ascitis, y pérdida del equilibrio en peces cultivados y lesiones nodulares en el estómago de tilapia [313, 509] cuando aparecen en gran número.

No podemos acabar sin mencionar el efecto de *Philometra filiformis* en cultivo de breca, que dependerá de sus desconocidos hospedadores intermedios. Según Moravec, la familia causa al menos dos enfermedades graves en salmónidos y carpas cultivadas (Philonemiasis y Philometriasis respectivamente) [338]. Algunos Dracunculoideos se transmiten por branquiuros mientras que otras especies de *Philometra* lo hacen por ingestión de copepodos, ostracodos o branquiuros infectados [242]. Los copépodos no parásitos fueron el único grupo de estos que apareció formando parte de la dieta de la breca en Mazarrón, en número realmente irrisorio y en peces muy pequeños. Es posible que la breca se infecte a muy temprana edad y las hembras inmaduras de este nematodo vivan en otros lugares del cuerpo hasta que el animal madure o que otro grupo de presas sean los culpables. La breca consumió varios peracáridos habitantes de sedimentos como los tanaidáceos Apeudidae que podrían ser candidatos a transmitirla aunque harían falta estudios posteriores para confirmarlo.





---

---

# Conclusiones

---

1. La breca puede desovar entre los 16 y los 23°C y pueden obtenerse puestas con relativa facilidad entre Abril y Junio.
2. El índice gonadosomático de la breca en Mazarrón osciló entre 0,03 y 4,43 % con valores medios entre 0,28 y 2,9 dependiendo de la fase de maduración del pez. El índice hepatosomático osciló entre 0,35 y 2,68 % tomando un valor medio de  $1,2 \pm 0,4$ . El porcentaje de grasa muscular osciló entre el 0,3 y el 7,4 %, con una media de  $1,36 \pm 1,07$  %, el nivel de proteínas musculares entre 10,3 y 24 %, con un valor medio del  $17,62 \pm 2,7$  % y el factor de condición entre 0,82 y 1,82 con un valor medio de  $1,21 \pm 0,11$ .
3. Las larvas miden al nacer unos 2,4 mm de media, con un rango entre 1,6 y 2,8 mm, el saco vitelino dura entre cinco y ocho días aproximadamente dependiendo de la temperatura. La torsión de la cola ocurre entre los días 19 y 25 y la metamorfosis está acabada a los 40 días de edad.
4. El modelo de crecimiento de Von Bertalanffy para brechas criadas en cautividad estima una talla de 17,3 y 24,2 cm al finalizar el primer y segundo años, respectivamente.
5. La dieta de la breca en Mazarrón se basa fundamentalmente en tres géneros de crustáceos: *Upogebia*, *Goneplax* y *Alpheus*. Adicionalmente se encontraron restos de al menos otros 34 crustáceos, 37 poliquetos, 26 moluscos, 7 peces óseos, 8 equinodermos, un sipuncúlido y una planta fanerógama.
6. El espectro de presas indica que las brechas juveniles frecuentan inicialmente aguas someras, fondos de arena y praderas submarinas, pero al crecer buscan su alimento en diversos tipos de comunidades fangosas y detrítico fangosas. Al crecer además la especie incorpora presas mayores y más duras.
7. Las comunidades de parásitos en Mazarrón están dominadas por ectoparásitos branquiales, con dos especies de monogeneos comunes en la zona: *Lamellodiscus erythrini* y *Microcotyle erythrini*. Constan de al menos 35 especies incluyendo a 14 platelmintos, 6 nematodos y 10 crustáceos, 3 protozoos y dos bacterias. Otros nueve parásitos citados en breca en la bibliografía no se encontraron, por lo que el listado de patógenos conocidos de breca comprendería a 44 especies al menos.
8. Algunos parásitos aparecen únicamente en rangos de talla específicos. Bien en peces juveniles o adultos a partir de determinada talla como en el caso de muchos digeneos. Se cree que el tipo de dieta y las migraciones estacionales de los peces pueden influir en estos patrones.
9. Se cita a la breca como nuevo hospedador de *Caligus affinis* (un Calígido parásito que se conocía únicamente sobre *Umbrina canariensis*) y *Pachycreadium carnosum*. Asimismo se cita al trematodo *Pachycreadium carnosum* como nueva especie para el mediterráneo ibérico.

10. En cultivo la breca se vió afectada principalmente por dos protozoos (*Cryptocaryon irritans* y *Ceratomyxa* cf *diplodae*) y por granulomatosis viscerales causadas posiblemente por *Pasteurella piscicida*. El primero y el tercero son importantes patógenos de la especie, mientras que el papel como patógeno del segundo se desconoce.
11. El tratamiento hiposalino continuo es bien tolerado por los juveniles de breca y reduce de manera importante la mortalidad causada por *Cryptocaryon irritans*. El empleo de sulfato de cobre o los baños temporales de corta duración por el contrario dieron resultados pobres y no se aconsejan.
12. Puede sospecharse una infección latente o un problema de contaminación cuando el peso del bazo en breca supera el 20 % del peso total.

---

---

# Bibliografía

---

---

- [1] Abed-Navandi, D. y P. C. Dworschak: *First records of the Thalassinids Callianassa acanthura Caroli, 1946 and Upogebia mediterranea Noël, 1992 and of the hermit crab Paguristes streaensis Pastore, 1984 in the Adriatic Sea*. Ann. Naturhist Mus. Wien., 100(B):605–612, 1998.
- [2] Abellán, E.: *Culture of common dentex (Dentex dentex L.): Present knowlegde, problems and perspectives*. En *Cahiers Options méditerranéennes. Recent advances in Mediterranean aquaculture finfish species diversification*, volumen 47, páginas 157–168, 2000.
- [3] Abellán, E. y B. Basurco (editores): *Marine finfish species diversification: Current situation and prospects in Mediterranean aquaculture. Options méditerranéennes*, volumen 24 de *Serie B: Etudes et recherches*. Zaragoza. CIHEAM (Centre International de hautes études agronomiques méditerranéennes) /FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations), 1999.
- [4] Abelló, P., A. Carbonell y P. Torres: *Biogeography of epibenthic crustaceans on the shelf and upper slope off the Iberian Peninsula Mediterranean Coasts: Implications for the establishment of natura management areas*. Scientia Marina, 66(2):183–198, 2002.
- [5] Acuicultura, Subdivisión de Estadísticas e Información del Departamento de Pesca y: *Estadísticas de pesca y acuicultura. 2011*. En FAO, Rome/Roma. (editor): *FAO Anuario*, página 76 pp., 2013.
- [6] Agarwal, N.K., N. Singh y H.R. Singh: *Post-ovulatory follicle (Corpus luteum) histology of a snowtrout Schizothorax plagiostomus (Heckel) from Garhwal Himalaya*. Acta Biologica et Piscatoria, XXII(1), 1992.
- [7] Aken'Ova, T.O.: *Allopodocotyle skoliorchis n. sp. (Opecoelidae: Plagioporinae) from Parenquula melbournensis (Castelnau)(Gerreidae), a temperate marine fish in Australian waters*. Systematic parasitology, 54:153–158, 2003.
- [8] Aken'Ova, T.O.: *Three species of Pycnadenoides Yamaguti, 1938 (Digenea: Opecoelidae), including two new species from temperate marine fishes of Australia*. Systematic Parasitology, 55:221–232, 2003.
- [9] Akmirza, A.: *Parasite fauna of greater weever (Trachinus draco Linnaeus. 1758*. Acta Adriatica, 45(1):35–41, 2004.
- [10] Al-Zahaby, A.S., W.F. Wadie, S.S. El-Serafy y S.I. Rizkalla: *Age and growth of red pandora fish Pagellus erythrinus L. (Family: Sparidae) in the Egyptian Mediterranean waters*. J. King Abdulaziz Univ. (Mar. Sci.) Spec. Issue., 7:161–168, 1996, ISSN 1012-8840.
- [11] Alarcos, A. J., J. T. Timi, J. A. Etchegoin y N. H. Sardella: *A new species of Dycheline (Nematoda: Cucullariidae) parasitizing Micropogonias cromis (Pisces: Sciaenidae) from Mar Chiquita coastal lagoon, Argentina*. Journal of Parasitology, 92(2):341–345, 2006.
- [12] Ali, M., F. Iqbal, A. Salam, S. Iram y M. Athar: *Comparative study of body composition of different fish species from brackish water pond*. Int. Environ. Sci. Tech., 2(3):229–232, 2005.
- [13] Allan, G., M. Masser, J. Tidwell y J.P. Massiani: *Aquaculture in Corsica - Postcard from the Mediterranean*. World Aquaculture, 32(1):26–31, Mar 2001.
- [14] Alvarez-Pellitero, P. y A. Sitja-Bobadilla: *Cryptosporidium molnari n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) infecting two marine fish species, Sparus aurata L. and Dicentrarchus labrax L.* International Journal for Parasitology, 32(8):1007–1021, Jul 2002, ISSN 0020-7519.
- [15] Alves, A. y J. Vasconcelos: *Age and growth of the pink dentex Dentex gibbosus, (Rafinesque, 1810) caught off the Madeira Archipelago*. Arquipelago. Life and Marine Sciences, 30:1–9, 2012.
- [16] Amato, J.F.R. y A.D. Cezar: *A new species of Microcotyle Van Beneden & Hesse, 1863, parasitic of "namorado", Pseudopercis numida Ribeiro, 1903 and P. semifasciata (Cuvier, 1829), from the coast of the state of Rio de Janeiro, Brazil*. Rev. Bras. Parasitol. Vet., 3(1):41–44, 1994.
- [17] Amine, F. y L. Euzet: *Deux espèces nouvelles du genre Lamellodiscus Johnston & Tiegs, 1922 (Monogenea: Diplectanidae) parasites de Sparidae (Teleostei) des côtes de l'Algérie*. Systematic Parasitology, 60:187–196, 2005.
- [18] Amine, F., L. Euzet y N. Kechemir-Issad: *Description de deux nouvelles espèces de Lamellodiscus Johnston & Tiegs, 1922 (Monogenea: Diplectanidae) du groupe morphologique "ignoratus", parasites de Diplodus sargus et D. vulgaris*. Systematic Parasitology, 64:37–45, 2006.
- [19] Amine, F., L. Euzet y N. Kechemir-Issad: *Description of Lamellodiscus confusus n. sp. (Monogenea: Diplectanidae), parasite of Sarpa salpa (Teleostei: Sparidae)*. Parasite, 14(4):281–285, Dec 2007.
- [20] Amine, F., L. Neifar y L. Euzet: *Lamellodiscus sanfilippo, n. sp. (Monogenea, Diplectanidae) parasite branchial de Diplodus sargus (Teleostei, Sparidae) en Méditerranée*. Parasite, 13(45-49), 2006.
- [21] Andaloro, F. y S. Prestipino Giarritta: *Contribution to the knowledge of the age and growth of Pandora Pageellus erythrinus (L. 1758) in the Sicilian Channel*. En *Second Technical Consultation on Stock Assessment in the Central Mediterranean*. Mazara del Vallo Italy. Fao Fish. Rep., volumen 336, 24-28 June 1985.
- [22] Andrews, C., A. Exell y N. Carrington: *Como prevenir y curar las enfermedades de peces de acuario*. Libros Cúpula, 1996.

- [23] Anónimo: *Borrador del libro blanco de la acuicultura en España*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, Secretaría general de pesca marítima, 2000.
- [24] Apromar: *Situación de la piscicultura marina en España. Informe de producción 2003*. Informe técnico, Asociación empresarial de productores de cultivos marinos Instrumento financiero de Orientación de la pesca de la Unión Europea y FROM, Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, 2004.
- [25] Apromar: *La acuicultura marina de peces en España: 2004*. Informe técnico, Asociación empresarial de productores de cultivos marinos, Instrumento financiero de Orientación de la pesca de la Unión Europea y FROM, Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, 2005.
- [26] Apromar: *La acuicultura marina de peces en España: 2005*. Informe técnico, Asociación empresarial de productores de cultivos marinos, Instrumento financiero de Orientación de la pesca de la Unión Europea y FROM, Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, 2006.
- [27] Apromar: *La acuicultura marina en España: 2012*. Informe técnico, Asociación empresarial de productores de cultivos marinos, 2013.
- [28] Apromar: *La Acuicultura en España 2014*. Informe técnico, Asociación empresarial de productores de cultivos marinos, ESACUA, OPP, 2014.
- [29] Ardizzone, G. D. y A. Messina: *Feeding habits of Pagellus erythrinus (L.) (Pisces Sparidae) from the middle Tyrrhenian Sea*. Rapports P. -V Reun. CIESM, 28(5):39–42, 1983.
- [30] As, J. G. Van, J. P. Van Niekerk y P. A. S. Olivier: *Description of the previously unknown male of Argulus kosus Avenant-Oldewage, 1994 (Crustacea: Branchiura)*. Systematic parasitology, 43:75–80, 1999.
- [31] Aseeva, N. L.: *New species of myxosporean (Myxozoa: Myxosporea) Parasites of Ceratomyxa from fishes of Peter The Great Bay (Japan Sea)*. Journal of Parasitology, 89(6):1172–1180, 2003.
- [32] Asoh, K.: *Gonadal development and infrequent sex change of the humbug damselfish, Dascyllus aruanus, in continuous coral-cover habitat*. Marine Biology, 142:1207–1218, 2003.
- [33] Axelrod, H.: *Crianza de los peces de acuario*. Hispano Europea, S.A. Barcelona, 1993.
- [34] Balbuena, J. A., E. Karisbakk, M. Sakvik, A. M. Kvenseth y A. Nylund: *New data on the early development of Hysterothylacium aduncum (Nematoda, Anisakidae)*. Journal of Parasitology, 84(3):615–617, 1998.
- [35] Barnabé, G. (editor): *Acuicultura*, volumen II. Ediciones Omega, Barcelona, 1991.
- [36] Barson, M. y B.E. Marshall: *First record of Contracaecum spp., (Nematoda: Anisakidae) in fish-eating birds from Zimbabwe*. Jl. S.Afr. Vet. Ass., 75(2), 2004.
- [37] Bartoli, P. y R. A. Bray: *Description of three species of Holorchis Stossich, 1901 (Digenea: Lepocreadiidae) from marine fishes off Corsica*. Systematic Parasitology, 35(2):133–143, 1995.
- [38] Bartoli, P. y R. A. Bray: *Contribution to the knowledge of species of the genus Stephanostomum Loss, 1899 (Digenea: Acanthocolpidae) from teleosts of the Western Mediterranean, with the description of S. gaidropsari n. sp.* Systematic Parasitology, 49:159–188, 2001.
- [39] Bartoli, P., R. A. Bray y D. I. Gibson: *Lecithostaphyllus retroflexus (Molin, 1859) (Zoogonidae) (Digenea) from the epipelagic teleost Belone belone (L.) in the Western Mediterranean*. Systematic Parasitology, 54:131–143, 2003.
- [40] Bartoli, P., R. A. Bray y D.I. Gibson: *The Opecoelidae (Digenea) of sparid fishes of the western Mediterranean. III. Macvicaria Gibson & Bay, 1982*. Systematic Parasitology, 13:167–192, 1989.
- [41] Bartoli, P. y D. I. Gibson: *Metadena phoceae n. sp. (Digenea: Cryptogonimidae), a rectal parasite of the shore rockling Gaidropsarus mediterraneus (Teleostei: Lotidae) in the Western Mediterranean*. Systematic Parasitology, 50:53–62, 2001.
- [42] Bartoli, P., D.I. Gibson y R.A. Bray: *The Opecoelidae (Digenea) of sparid fishes of the western Mediterranean. I. Pachycreadium Manter, 1954*. Systematic Parasitology, 12(3):231–239, 1988.
- [43] Bartoli, P., D.I. Gibson, R.A. Bray, C. Maillard y M. Lambert: *The Opecoelidae (Digenea) of sparid fishes of the western Mediterranean. II. Pycnadenoides Yamaguti, 1938 and Pseudopycnadena Saad-Fares & Maillard, 1986*. Systematic Parasitology, 13:35–51, 1989.
- [44] Basaglia, F. y M.G. Marchetti: *Study of the soluble white muscle tissue proteins from fifteen Sparidae species*. Journal of Fish Biology, 38(5):763–772, 1991, ISSN 0022-1112.
- [45] Battaglione, S. C. y R. B. Talbot: *Induced spawning and larval rearing of snapper, Pagrus auratus (Pisces: Sparidae), from Australian waters*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 26:179–183, 1992.
- [46] Bauchot, M. L. y J. C. Hureau: *Fishes of the North-eastern Atlantic and the Mediterranean*, volumen 2, capítulo Sparidae, páginas 883–907. UNESCO, Paris, 1986.
- [47] Bauchot, M. L. y A. Pras: *Guía de los peces de mar de España y Europa*. Ediciones Omega, S. A., tercera edición, 1993.
- [48] Bell, J. D., N. Quartararo y G. W. Henry: *Growth of snapper, Pagrus auratus, from south-eastern Australia in captivity*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 25:117–121, 1991.
- [49] Benkirane, O., F. Coste y A. Raibaut: *On the morphological variability of the attachment organ of Lernaeopodidae (Copepoda: Siphonostomatoidea)*. Folia Parasitologica, 46:67–75, 1999.
- [50] Benli, H.A., M. Kaya, A. Ünlüoğlu, T. Katagan y B. Cihangir: *Summertime diel variation in the diet composition and feeding periodicity of red pandora (Pagellus erythrinus) in Hisarönü Bay*. J. Mar. Biol. Ass. U.K., 81:185–186, 2001.
- [51] Benmansour, B., O.K. Ben Hasine, C. Diekabate y A. Raibaut: *Sur deux espèces de copépodes Lernaeopodidae (Siphonostomatoidea) parasites du marbre Lithognathus mormyrus (Linnaeus, 1758) (Pisces, Sparidae)*. Zoosystema, 23(4):695–703, 2001.



- [52] Bennet, P. Sam: *Pumiliopsis spathepedes* sp. nov., a Cyclopoid copepod parasitic of the eye of *Sardinella Sirm.* J. Mar. Biol. Ass. India, 16(1):156–170, 1974.
- [53] Benz, G. W. y S. A. Bullard: *The elasmobranch husbandry manual: Captive care of sharks, Rays and their relatives*, volumen 24, capítulo Metazoan Parasites and associates of condrichthyans with emphasis on taxa harmful to captive hosts, páginas 325–416. Ohio Biological Survey, 2004.
- [54] Benz, G. W., Z. Kabata y S. A. Bullard: *Margolisisus abditus* N. gen., N. sp. (Copepoda: Lernaeopodidae) from gill lamellae of a remora (*Remora remora*) collected in the gulf of California. Journal of Parasitology, 86(2):241–244, 2000.
- [55] Besseau, L. y S. Bruslé-Sicard: *Sex inversion in a protandric hermaphrodite Lithognathus mormyrus* (L. 1758) (Teleostei, Sparidae): Histochemical peculiarities. En *Proceedings of the fourth international symposium of the reproductive physiology of fish. Univ. of East Anglia, Norwich U. K.*, 7-12 July 1991.
- [56] Beveridge, I. y R. A. Campbell: *A redescription of Pintneriella Yamaguti, 1934* (Cestoda: Trypanorhyncha) and an examination of its systematic position. Systematic Parasitology, 47:73–78, 2000.
- [57] Bharatha Lakshmi, B.: *A new parasite of the genus Cucullanus* (Nematoda: Cucullariidae) from the fish *Arius thalassinus* (Ruppel). Boletín Chileno de Parasitología, 55(3-4), 2000.
- [58] Blaylock, R. B. y R. M. Overstreet: *Margolisianum bulbosum* N. Gen., N. Sp. (Nematoda: Philometridae) from the southern flounder, *Paralichthys lethostigma* (Pisces: Bothidae) in Mississippi Sound, USA. Journal of Parasitology, 85(2):306–312, 1999.
- [59] Błazewicz-Paszkowycz, M., R.N. Bamber y M.R. Cunha: *Apsedomorph tanaidaceans* (Crustacea: Peracarida) from mud-volcanoes in the gulf of Cadiz (North-east Atlantic). Zootaxa, 2919:1–36, 2011.
- [60] Böggenmann, M. y D. Fiege: *Description of seven new species of the genus Glycera Savigny, 1818* (Annelida: Polychaeta: Glyceridae). Ophelia, 54(1):29–49, Feb. 2001.
- [61] Bosques Rodríguez, L.J.: *Metazoan Parasites of Snappers, Lutjanidae* (Pisces) from Puerto Rico. Tesis de Doctorado, University of Puerto Rico, Mayagüez Campus, 2004.
- [62] Boualleg, C., H. Ferhati, N. Kaouachi, M. Bensouilah y S. Ternengo: *The copepod parasite of the gills of four teleost fishes caught from the Gulf of Annaba (Algeria)*. African Journal of Microbiology Research, 4(9):801–807, 2010.
- [63] Bowman, T. E., S. A. Grabe y J. H. Hecht: *Range extension and new hosts for the Cymothoid Isopod Anilocra acuta*. Chesapeake Science, 18(4):390–393, 1977.
- [64] Boxshall, G. y J. L. Justine: *A new genus of parasitic copepod (Siphonostomatoida: Caligidae) from the razorback scabbardfish, Assurger anzac (Trichiuridae) off New Caledonia*. Folia Parasitologica, 52:349–358, 2005.
- [65] Boxshall, G. A. y H. H. El-Rashdy: *A review of the Caligus productus species group, with the description of a new species, new synonymies and supplementary descriptions*. Zootaxa, 2271:1–26, 2009.
- [66] Boxshall, G. A. y P. A. Frear: *Tracheliastes maculatus* (Kollar, 1836) Crustacea Lernaeopodidae) a new species for Britain. J. Fish Biol., 37:489–491, 1990.
- [67] Boxshall, G.A. y A.R. Gurney: *Descriptions of two new and one poorly known species of the genus Caligus Müller, 1785* (Copepoda: Siphonostomatoida). Bull. Br. Mus. Hist. (Zool.), 39(3):161–179, 1980.
- [68] Bravo-Hollis, M.: *Helmintos de peces del pacífico Mexicano XXXVI. Sobre un género y subfamilia nuevos de la familia Microcotylidae Taschenberg, 1879 Emend.* Anales del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. UNAM, 8:305–314, 1981.
- [69] Bray, R. A.: *Three species of plagioporinae opecoelids (Digenea), including a new genus and two new species, from marine fishes off the coast of Chile*. Systematic Parasitology, 51:227–236, 2002.
- [70] Bray, R. A. y P. Bartoli: *A description of Lepidauchen stenostoma Nicoll, 1913 (Digenea), and a reassessment of the status of the genus Lepidauchen Nicoll, 1913*. Systematic Parasitology, 33:167–176, 1996.
- [71] Bray, R. A. y T. H. Cribb: *A review of the family Eneiteridae Yamaguti, 1958 (Digenea), with descriptions of species from Australian waters, including Koseiria huclayi n. sp.* Systematic Parasitology, 48:1–29, 2001.
- [72] Bray, R. A. y T. H. Cribb: *Species of Stephanostomum Looss, 1899 (Digenea: Acanthocolpidae) from fishes of Australian and South Pacific waters, including five new species*. Systematic Parasitology, 55:159–197, 2003.
- [73] Breuil, G., J.F.P. Pepin, S. Boscher y R. Thiery: *Experimental vertical transmission of nodavirus from broodfish to eggs and larvae of the sea bass, Dicentrarchus labrax (L.)*. Journal of Fish Diseases, 25, no. 12, pp. 697–702. Dec 2002., 2002, ISSN 0140-7775.
- [74] Brian, A.: *Copepodi parasitici dei pesci d'Italia*. Stab. Tipo litografico R. Istituto Sordomuti. Genova, 1906.
- [75] Brian, A.: *I Caligus parassiti dei pesci del Mediterraneo (Copipodi)*. Annali Del Museo Civico Di Storia Naturale Di Genova, 57:152–211, 1935. <http://biostor.org/reference/100581>.
- [76] Brouwer, S. L. y M.H. Griffiths: *Reproductive biology of carpenter seabream (Argyrozona argyrozona) (Pisces: Sparidae) in a marine protected area*. Fish. Bull., 103:258–269, 2005.
- [77] Bruce, N., R. D. Adlard y L. R. G. Cannon: *Synoptic checklist of ascaridoid parasites (Nematoda) from fish hosts*. Invertebrate Taxonomy, 8:583–674, 1994.
- [78] Bruslé-Sicard, S. y B. Fourcault: *Recognition of sex-inverting protandric Sparus aurata: ultrastructural aspects*. Journal of fish biology, 50:1094–1103, 1997.
- [79] Bruslé-Sicard, S., P. Stahlschmidt-Allner y R. Reinboth: *Sexual state changes in a protandric hermaphrodite, Amphitriton frenatus Brevoort (Teleostei, Pomacentridae): Ultrastructural aspects*. En *Proceedings of the fourth international symposium of the reproductive physiology of fish. Univ. of East Anglia, Norwich U. K.*, página 96, 7-12 July 1991.
- [80] Büke, E., Z. Akpinar, B. Ayekin y H. Dereli: *Spawning performance and larval rearing of Red Porgy (Pagrus pagrus L., 1758) under culture conditions*. E.U. Journal of Fisheries & Aquatic Sciences, 22(3-4):303–309, 2005.

- [81] Bunkley-Williams, L. y E. H. Williams Jr.: *Nine new species of Anilocra (Crustacea: Isopoda: Cimotheidae) external parasites off West Indian coral reef fishes*. Proceedings of the Biological Society of Washington, 94(4):1005–1047, 1981.
- [82] Bunkley-Williams, L. y Jr. E. H. Williams: *Parásitos de peces de valor recreativo en agua dulce de Puerto Rico*. Departamento de recursos naturales y ambientales de Puerto Rico y el Departamento de ciencias marinas. Universidad de Puerto Rico, Mayagüez, 1994. 190 pp. 184 dibujos y dos mapas.
- [83] Byrnes, T. y K. Rodhe: *Geographical distribution and host specificity of ectoparasites of Australian Bream Acanthopagrus spp. (Sparidae)*. Folia Parasitologica, 39:249–264, 1992.
- [84] Calvín, J.C.: *Fondos marinos de Murcia. Tipos paisajes, flora y fauna, estado de conservación y mejores inmersiones*. Calvín, J.C., 2003.
- [85] Camp, D. K.: *Platysquilla horologii (Stomatopoda, Lysiosquillidae), a new species from the Gulf of Mexico, with an emendation of the generic definition*. Proceedings of the Biological Society of Washington, 84(15):119–128, 1971.
- [86] Camp, D. K. y R. B. Manning: *Observations on Nanosquilla, with descriptions of three new species from the Northwestern Atlantic (Crustacea: Stomatopoda)*. Smithsonian contributions to Zoology, 444:1–17, 1986.
- [87] Campbell, Brooke y Daniel Pauly: *Mariculture: A global analysis of production trends since 1950*. Marine Policy, 39:94–100, 2013.
- [88] Campillo, M. Cordero del, L. Castañón Ordoñez y A. Reguera Feo: *índice catálogo de zooparásitos ibéricos*. León. Universidad Secretariado de Publicaciones, 2ª edición, 1994.
- [89] Campos, A. y E. Carbonell: *Nematodos cuculánidos parásitos de peces lábridos. Complemento a la descripción de Cucullanus micropapillatus Törnquist, 1931*. Miscelanea Zoológica, 16:13–19, 1992.
- [90] Camus, P. y L. Besseau: *Fich. Ident. Plancton*, volumen 177, capítulo Sparidae, *Spondyliosoma cantharus*, página 4 pp. Conseil International pour l'exploration de la mer, Copenhagen, Denmark, 1986.
- [91] Caragitsou, E. y C. Papaconstantinou: *Feeding habits of red pandora Pagellus erythrinus off the western coast of Greece*. Journal of Applied Ichthyology Zeitschrift für angewandte Ichthyologie. Hamburg, Berlin, 4(1):14–22, 1988. Incl. 17 ref.
- [92] Cartes, J. E., P. Abelló, D. Lloris, A. Carbonell, P. Torres, F. Maynou y L. Gil de Sola: *Feeding guilds of western mediterranean demersal fish and crustaceans: An analysis based on a spring survey*. Scientia Marina, 66(2):209–220, 2002.
- [93] Carvajal, J. y F. Sepúlveda: *Udonella australis n. sp. (Monogenea), an epibiont on sea-lice from native fish off southern Chile*. Systematic Parasitology, 52:67–74, 2002.
- [94] Caspeta-Mandujano, J. M., F. Moravec y G. Salgado-Maldonado: *Observations on cucullaniid nematodes from freshwater fishes in Mexico, including Dichelyne mexicanus sp. n.* Folia Parasitologica, 46:289–295, 1999.
- [95] Castric, J., R. Thiery, J. Jeffroy, P. de Kinkelin y J.C. Raymond: *Sea bream Sparus aurata, an asymptomatic contagious fish host for nodavirus*. Diseases of Aquatic Organisms, 47(1):33–38, 29 Oct 2001.
- [96] Castro, P.: *A reappraisal of the family Goneplacidae MacLeay, 1838 (Crustacea, Decapoda, Brachyura) and revision of the subfamily Goneplacinae, with the description of 10 new genera and 18 new species*. Zoosystema, 29(4):609–774, 2007.
- [97] Castro, R. y K. H. Baeza: *Clavellotis new genus (Copepoda: Lernaeopodidae), and redescription of Clavellotis dilatata Kroyer, 1863*. Journal of Crustacean Biology, 4(4):688–694, 1984.
- [98] Castro, R. y M. T. González: *Clavellotis sebastidis sp. nov. (Copepoda, Lernaeopodidae) parasitic on Sebastes oculatus Valenciennes, 1833 from Argentina*. Acta parasitologica, 50(1):74–79, 2005.
- [99] Castro Romero, R. y H. Baeza Kuroki: *Caligus crusmae new species (Copepoda, Siphonostomatoida) parasitic on an inshore fish from Chile*. Crustaceana, 43(2):152–162, 1982.
- [100] Cataudella, S., P. Perin Riz y L. Sola: *A chromosome study of eight mediterranean species of Sparidae (pisces, perciformes)*. Genetica, 54(2):155–159, 1980.
- [101] Cavaleiro, F. I., M. J Santos y J. Ho: *Caligus musaicus n. sp. (Copepoda, Caligidae) parasitic on the european flounder, Platichthys flesus (Linnaeus) off Portugal*. Crustaceana, 83(4):457–464, 2010.
- [102] Cefali, A., R. Bruno, R. Torre y S. Cammaroto: *Biologia di Pagellus erythrinus (L. 1758) nel basso Tirreno e confronto con altri popolamenti mediterranei*. Biol. Mar. Mediterr., 5(1, pt 1):674–682, Oct 1998, ISSN 1123-4245.
- [103] Cejas, J., S. Jeréz, F. Santamaría y M. Samper: *Estudios preliminares de la reproducción y cultivo larvario de la breca Pagellus erythrinus en cautividad*. En Cervino, A., A. Landin, A. De Co, A. Guerra y M. Torre (editores): *Actas del IV congreso nacional de acuicultura*, páginas 61–65. Centro de investigaciones marinas, Pontevedra (Spain), Sept. 1993.
- [104] Cejas, J., M. Samper, S. Jeréz, R. Fores y J. Villamandos: *Perspectivas de cultivo de breca Pagellus erythrinus y sargo Diplodus sargus; primeros resultados de crecimiento comparado con la dorada Sparus aurata*. En *Actas del IV Congreso Nacional de Acuicultura*, páginas 127–132, 1993.
- [105] Centro de Estadística. Dirección general de economía, planificación regional y estadística: *Mazarrón en cifras*. Informe técnico, Región de Murcia. Consejería de Economía, industria e innovación, 2005.
- [106] Chambers, C. B., T. H. Cribb y M. K. Jones: *Tetraphyllidean metacestodes of teleosts of the Great Barrier Reef, and the use of in vitro cultivation to identify them*. Folia Parasitologica, 47:285–292, 2000.
- [107] Chambers, J. M., W. S. Cleveland, B. Kleiner y P. A. Tukey: *Graphical Methods for Data Analysis*, capítulo Comparing Data Distributions, página 62. Wadsworth & Brooks/Cole. California, 1983.

- [108] Chan, S. T. H. y W. S. B. Yeung: *Fish Physiology*, volumen IX de *B Reproduction*, capítulo Sex control and sex reversal in fish under natural conditions, páginas 621–629. Academic press. New York, San Francisco, London, 1983.
- [109] Chaoui, L., M. Hichem Kara, E. Faure y J.P. Oignard: *Growth and reproduction of the gilthead seabream Sparus aurata in Mellah lagoon (north-eastern Algeria)*. Scientia Marina, 70(3):545–552, 2006.
- [110] Charfi-Cheikhrouha, F., W. Zghidi, L. Ould Yarba y Trilles J. P.: *Les Cimotothoidae (isopodes parasites de poissons) des côtes tunisiennes: Ecologie et indices parasitologiques*. Systematic Parasitology, 46:143–150, 2000.
- [111] Chatain, B. y N. Ounais-Guschemann: *Improved rate of initial swim bladder inflation in intensively reared Sparus auratus*. Aquaculture, 84:345–353, 1990.
- [112] Chaves, N. N., J. L. Luque y A. D. Cezar: *Redescription of Rhamnocercus stichospinosus Seamanster and Monaco, 1956 (Monogenea: Diplectanidae), parasitic on Menticirrhus americanus (Osteichthyes: Sciaenidae) from the coastal zone of the state of Rio de Janeiro, Brazil*. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 94(5):615–618, 1999.
- [113] Chero, J., C. Cruces, J. Iannacone, G. Saez y L. Alvarino: *Helminth parasites of Anisotremus scapularis (Tschudi, 1846) (Perciformes, Haemulidae) "Peruvian grunt" acquired at the fishing terminal of Villa María del Triunfo Lima, Peru*. Neotrop. Helminthol., 8(2):411–428, 2014.
- [114] Chisholm, L.A., M. Beverly-Burton y D. McAlpine: *Pauiciconfibula subsolana n. sp. (Monogenea: Microcotylidae) from Morone Americana (Perciformes: Percichthyidae) collected in fresh water in New Brunswick, Canada*. The Journal of Parasitology, 77(6):901–905, 1991.
- [115] Clarke, M. R.: *A handbook for the identification of cephalopods beaks*. Clarendon Press, Oxford, 1986.
- [116] Clavijo, I.E., C.S. Dunn y P.J. Seaton: *Preliminary study of lipid content and fatty acid composition in the spottail Pinfish, Diplodus holbrooki*. Copeia, 3:766–771, 1999.
- [117] Coetzee, M.L.: *The taxonomy and phylogeny of three Gnathiid Isopod species parasitising elasmobranchs from the Great Barrier, Reef Australia*. Tesis de Doctorado, Faculty of Science, University of Johannesburg, 2006.
- [118] Conides, A. J. y B. Glamuzina: *Study of the early larval development and growth of the red porgy, Pagrus pagrus with emphasis on the mass mortalities observed during this phase*. Scientia Marina, 65(3):193–200, 2001.
- [119] Conides, A. J., A. Nicolaidou, M. Apostolopoulou y M. Thessalou-Legali: *Growth, mortality, and yield of the mudprawn Upogebia pusilla (Crustacea: Decapoda: Gebiidae) from western Greece*. Acta Adriatica, 53(1):87–103, 2012.
- [120] Consejería de agricultura y pesca: *Especies de interés pesquero en el litoral de Andalucía*. Informe técnico, Junta de Andalucía, 2001.
- [121] Costa, G., A. Madeira, T. Pontes y S. D'Amelio: *Anisakid nematodes of the blackspot seabream Pagellus bogaraveo from Madeiran waters, Portugal*. Acta Parasitologica, 49(2):156–161, 2004.
- [122] Cressey, R.: *Parasitic copepods from the Gulf of Mexico and Caribbean Sea: III Caligus*. Smithsonian Contributions to Zoology, 497:53 pp., 1991.
- [123] Cribb, T.H. y R.A. Bray: *A review of the Apocreadiidae Skrjabin, 1942 (Trematoda: Digenea) and description of australian species*. Systematic Parasitology, 44:1–36, 1999.
- [124] Crites, J. y R. M. Overstreet: *Cucullanus palmeri n. sp. (Nematoda: Cucullanidae) from the batfish Ogcocephalus nasutus in the Gulf of Mexico*. Journal of Parasitology, 83(1):125–130, 1997.
- [125] Davies, A. J., N. J. Smit, P. M. Hayes, A.M. Seddom y D. Wertheim: *Haemogregarina bigemina, (Protozoa: Apicomplexa: Adeleorina) –past, present and future*. Folia Parasitologica, 51:99–108, 2004.
- [126] De Grave, S., N.D. Pentcheff, S.T. Ah Yong, T. Tin-Yam Chan, K.A. Crandall, Dworschak P.C., D.L. Felder, R.M. Feldmann, C.H.J.M. Fransen, L.Y.D. Goulding, R. Lemaitre, Martin J.W. Low, M.E.Y. and, P.K.L. Ng, C. E. Schweitzer, S. H. Tan, D. Tshudy y R. Wetzer: *A classification of living and fossil genera of Decapod Crustaceans*. Raffles Bulletin of Zoology, Supplement 21:1–109, Sept 2009.
- [127] De Laguna, J.B., M.A.R. Fernandez y J.C. Santana: *Discardings of fishes in the cephalopods fishery of West Africa*. En Kleinsteuber, H. y K.R. Will (editores): *ICES Council Meeting 1976 [collected papers]*, 28 Sep 1976.
- [128] De Matos Nogueira, J. M.: *A new species of Paraeupolymnia, Young and Kritzler 1986 (Polychaeta: Terebellidae: Terebellinae) from Brazil*. Scientia Marina, 67(4):403–411, 2003.
- [129] Dean, H.K.: *Capitellidae (Annelida: Polychaeta) from the Pacific Coast of Costa Rica*. Rev. Biol. Trop., 49(2):69–84, 2001.
- [130] Deardorff, T. L. y R. M. Overstreet: *Taxonomy and biology of North American species of Goezia (Nematoda Anisakidae) from fishes, including three new species*. Proc. Helminthol. Soc. Washington, 47(2):192–217, 1980.
- [131] Deardorff, T.L. y R.M. Overstreet: *Thynnascaris rhacodes sp. n. (Nematoda: Ascaridoidea) in fishes from the Israeli Mediterranean coast*. Ann. Parasitol. Hum. Comp., 53(5):519–525, 1978.
- [132] Denny, C.M. y D. Schiel: *Reproductive biology and population structure of the banded wrasse, Notolabrus fucicola (Labridae) around Kaikoura, New Zealand*. New Zealand journal of marine and freshwater Research, 36:555–563, 2002.
- [133] Desdevises, Y.: *The phylogenetic position of Furnestinia echeneis (Monogenea Diplectanidae) based on molecular data: a case of morphological adaptation?* International Journal of Parasitology, 31:205–208, 2001.
- [134] Desdevises, Y., R. Jovelín, O. Jousson y S. Morand: *Comparison of ribosomal DNA sequences of Lamellogadus spp. (Monogenea, Diplectanidae) parasiting Pagellus (Sparidae, Teleostei) in the North Mediterranean Sea: Species divergence and coevolutionary interactions*. International Journal for Parasitology, 30:741–746, 2000.

- [135] Desdevises, Y., S. Morand, O. Jousson y P. Legendre: *Coevolution between Lamellodiscus (Monogenea: Diplectanidae) and Sparidae (Teleostei): The study of a complex host-parasite system*. Evolution, 56(12):2459–2471, 2002.
- [136] Desdevises, Y., S. Morand y Legendre P.: *Evolution and determinants of host specificity in the genus Lamellodiscus (Monogenea)*. Biological Journal of the Linnean Society, 77:431–443, 2002.
- [137] Dey, M. M., F. J. Paraguas, R. Bhatta, F. Alam, M. Weimin, S. Piumsombun, S. Koeshandrajana, Le Thi Chau Dung y N. V. Sang: *Carp Genetic Resources for Aquaculture in Asia*, capítulo 2. Carp Production in Asia: Past Trends and Present Status, páginas 6–15. Número 65 en *Technical Report*. WorldFish Center, 2005.
- [138] Diamant, A.: *Morphology and ultrastructure of Cryptobia eilatitica n. sp. (Bodonidae: Kinetoplastida), an ectoparasite from the gills of marine fish*. The Journal of protozoology, 37(6):482–489, 1990.
- [139] Dimitrov, G. I., R. A. Bray y D. I. Gibson: *A redescription of Pseudobacciger harengulae (Yamaguti, 1938) (Digenea: Faustulidae) from Sprattus sprattus phalericus Risso and Engraulis engrasicholus ponticus Alexandrov off the Bulgarian Black Sea Coast, with a review of the genus Pseudobacciger Nahhas & Cable, 1964*. Systematic Parasitology, 43:133–146, 1999.
- [140] Divanach, P.: *Recent developments in the domestication of new mediterranean species*. En *Seafarming today and tomorrow. Extended abstracts and short communications*, volumen Special publication 32, páginas 35–41. European Aquaculture Society, 2002.
- [141] Dojiri, M.: *Two species of Caligus (Copepoda: Siphonostomatoida) parasitic on fishes from southern Africa*. Journal of Natural History, 23:363–374, 1989.
- [142] Domingues, M. V. y W. A. Boeger: *Neotropical monogeneoidea. 43. Diplectanum monticelli n. sp. (Diplectanidae) from the gills of Cynoscion leiarchus (Perciformes: Sciaenidae) in Brazil*. Journal of Parasitology, 89(4):698–700, 2003.
- [143] Domingues, V. M.: *Filogenia e taxonomia de Diplectanidae Monticelli, 1903 (Platyhelminthes; Monogeneoidea)*. Tesis de Doctorado, Universidade Federal do Paraná, 2004.
- [144] Dörücü, M.: *Changes in the protein and lipid content of muscle, liver and ovaries in relation to Diphyllbothrium spp. (Cestoda) infection in powan (Coregonus lavaretus) from Loch Lomond, Scotland*. Turk. J. Zool., 24:211–218, 2000.
- [145] Dremière, P. Y., L. Fiorentini, G. Cosimi, I. Leonori, A. Sala y A. Spagnolo: *Escapement from the main body of the bottom trawl used for the mediterranean international trawl survey (MEDITS)*. Aquatic Living Resources, 1999.
- [146] Duk, C. S., S. Y. Hong y K. J. Park: *Two species of parasitic copepods (Clavellopsis hugu and Taeniacanthus yamagutii) from the cultured marine fish Takifugu obscurus, from the Western Coast of Korea*. Journal of Fish Pathol., 11(2):119–127, 1998.
- [147] Dulčić, J., N. Skakelja, M. Krjalević y P. Cetinić: *On the fecundity of the Black Sea Bream, Spondyliosoma cantharus (L.) from the Adriatic Sea (Croatian Coast)*. Scientia Marina, 1998.
- [148] Dworschack, P.C.: *Biology of Mediterranean and Caribbean Thalassinidea (Decapoda)*. En *Ecology of large bioturbators in tidal flats and shallow sublittoral sediments - from individual behaviour to their role as ecosystem engineers (Nagasaki)*, páginas 15–22, 2004.
- [149] Egusa, S.: *Infectious diseases of fish*. A.A. Balkema, Rotterdam, Brookfield, 1992.
- [150] Eiras, J.C.: *Synopsis of the species of the genus Henneburya Telohan, 1892 (Myxozoa: Mysospora: Myxobolidae)*. Systematic Parasitology, 52:43–54, 2002.
- [151] Eisig, H.: *Monographie der Capitelliden des Golfes von Neapel und der angrenzenden Meees-Abschnitte nebst untersuchungen zur vergleichenden Anatomie un Physiologie*. Verlag Von R. Friedländer and Sohn, 1887.
- [152] El-Agamy, A., M.I. Zaki, G.S. Awad y R.K. Negm: *Reproductive biology of Boops boops (Family Sparidae) in the Mediterranean environment*. Egyptian Journal of Aquatic Research, 30(B):241–254, 2004.
- [153] Erdmann, M. V. y M. Boyer: *Lysiosquilloides mapia, a new species of Stomatopod Crustacean from northern Sulawesi (Stomatopoda: Lysiosquillidae)*. The Raffles Bulletin of Zoology, 51(1):43–47, 2003.
- [154] Erzini, K., L. Bentes, P. G. Lino, J. Ribeiro, R. Coelho, P. Monteiro, C. Correia y J. M. S. Gonçalves: *Reproductive aspects of seven sparid species of the South coast of Portugal (Algarve)*. En *Tenth European Congress of Ichthyology - ECI X, Prague, Czech Republic.*, 3rd - 7th September 2001.
- [155] Erzini, K., J.M.S. Goncalves, L. Bentes, P.G. Lino y J. Ribeiro: *Species and size selectivity in a red sea bream longline metier in the Algarve (Southern Portugal)*. Aquat. Living Resour./Ressour. Vivantes Aquat., 11(1):1–11, 1998.
- [156] ESACUA: *Informe acuicultura continental*. Informe técnico, ESACUA. Asociación Española de Productores de Acuicultura Continental, 2010.
- [157] Euzet, L. y D. Noisy: *Microcotyle chrysophrii Van Beneden et Hesse, 1863 (Monogenea, Microcotylidae), parasite du téléostéen Sparus aurata: Precisions morpho-anatomiques sur l'adulte et l'oncomyricidium*. Vie et Milieu, XXVIII-XXIX(Fasc. 4, Séries AB):569–578, 1978-1979.
- [158] Evans, J.J., P.H. Klesius, P.M. Gilbert, C.A. Shoemaker, M.A. Al Sarawi, J. Landsberg, R. Duremdez, A. Al Marzouk, y S. Al Zenki: *Characterization of  $\beta$  - haemolytic group b Streptococcus agalactiae in cultured seabream, Sparus auratus L., and wild mullet, Liza klunzingeri (Day), in Kuwait*. Journal of Fish Diseases, 25(9):505–513, Sep 2002.
- [159] Falciai, L. y R. Minervini: *Guía de los crustáceos decápodos de Europa*. Omega, 1995.
- [160] Faltas, S. N.: *Fecundity of sea breams, Pagellus spp. from Egyptian Mediterranean, off Alexandria*. Bull. Nat. Inst. Oceanogr. & Fish., A.R.E., 21(2):461–468, 1995.

- [161] Fanelli, E., F. Badalamenti, G. D'Anna y C. Pipitone: *Diet and trophic level of scaldfish *Arnoglossus laterna* in the southern Tyrrhenian Sea (western Mediterranean): contrasting trawled versus untrawled areas*. Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom, 89(4):817–828, 2009.
- [162] Fanlo, M., J. A. González y J. Carrillo: *Régimen alimentario de *Pagellus erythrinus* (Osteichthyes, Sparidae) en las Islas Canarias*. En LLinas, O., J.A. Gonzalez, y M.J. Rueda (editores): *Oceanografía y Recursos Marinos en el Atlántico Centro-Oriental*, páginas 271–281. ICCM, Las Palmas de Gran Canaria (Spain), Nov. 1996.
- [163] FAO (editor): *El estado mundial de la pesca y la acuicultura, 2002*. FAO, 2003.
- [164] FAO: *The State of Food and Agriculture 2013. Food systems for better nutrition*. Informe técnico, Food and Agriculture Organization of the United Nations. Rome, 2013.
- [165] FAO: *El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2014. Oportunidades y desafíos*. Informe técnico, Food and Agriculture Organization of the United Nations. Rome, 2014.
- [166] Fauvel, P.: *Faune de France*., volumen 5. Polychetes errantes. Federation francaise des Societés de Sciences Naturelles, Paul Lechevalier 12. París, 1923.
- [167] Fauvel, P.: *Faune de France*., volumen 16. Polychetes sedentaires. Federation francaise des Societés de Sciences Naturelles, Paul Lechevalier 12. París, 1927.
- [168] FEAP: *Production reports of the member Associations of the FEAP 1996-2004*. Informe técnico, Federación Europea de Productores de Acuicultura, 2005.
- [169] Fedoroff, N. V., D. S. Battisti, R. N. Beachy, P. J. M. Cooper, D. A. Fischhoff, C. N. Hodges, V. C. Knauf, D. Lobell, B. J. Mazur, D. Molden, M. P. Reynolds, P. C. Ronald, M. W. Rosegrant, P. A. Sanchez, A. Vonshak y J. K. Zhu: *Radically Rethinking Agriculture for the 21st Century*. Science, 327(5957):833–834, 12 February 2010.
- [170] Feng, Yang Yu, Li Chun Hou, Nie Xiang Ping, Tang Dan Ling y Chung Ik Kyo: *Development of mariculture and its impacts in Chinese coastal waters*. Reviews in Fish Biology and Fisheries, 14:1–10, 2004.
- [171] Fernandes, B. M. M., R. M. Pinto y S. C. Cohen: *Report on two species of digenea from marine fishes in Brazil*. Braz. J. Biol., 62(3):459–462, 2002.
- [172] Fernández-Ovies, C. L.: *Crustáceos parásitos sobre tiburones bentopelágicos del talud continental asturiano 1. *Albionella longicaudata* (Hansen, 1923) (Copepoda: Lernaepodidae)*. Boletín de Ciencias Naturales del R.I.D.E.A., 42:93–102, 1992.
- [173] Fischer, W.M. y Palmer J.D.: *Evidence from small-subunit ribosomal RNA sequences for a fungal origin of Microsporidia*. Molecular Phylogenetics and Evolution, 36(3):606–622, 2005.
- [174] Fisher, W., M. Schneider y M. L. Bauchot (editores): *Fiches FAO, Identification des espèces pour les besoins de la pêche. Mediterranee et Mer Noire. Zone de pêche 37*, volumen II Vertébrés. Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture. Rome, revision 1 edition, 1987.
- [175] Fisheries, FAO y Aquaculture Department: *World aquaculture 2010*. Informe técnico 500/1, FAO Fisheries and Aquaculture Department Technical paper, 2011. 105 pp.
- [176] Food, Agriculture Organization of the United Nations. Regional office for Asia y the Pacific: *One year later - The rehabilitation of fisheries and aquaculture in coastal communities of tsunami affected countries in Asia*. RAP Publication, 8, 2006.
- [177] Francis, M.: *Growth of juvenile snapper, *Pagrus auratus**. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 28:201–218, 1994.
- [178] Froese, R. y D. (eds) Pauly: *Fishbase. World Wide Web Electronic Publication*. www.fishbase.org, Abril 2014.
- [179] Fuentes Zambrano, J.L.: *Dos especies nuevas de monogéneos (Diplectanidae) parásitos de peces marinos de la laguna de La Restinga, Venezuela*. Anales Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México, Ser. Zool., 68(2):225–236, 1997.
- [180] Gaglio, G., S. Giannetto, A. Panebianco y F. Moravec: *First description of the male of *Philometra filiformis* (Nematoda: Philometridae), a gonad-infecting parasite of the marine Fish *Pagellus erythrinus* (Sparidae) in Mediterranean*. Folia Parasitologica, 3(4):317–318, 2009.
- [181] García-Díaz, M.M., M.J. Lorente, J.A. González y V.M. Tuset: *Morphology of the ovotestis of *Serranus atricauda* (Teleostei, Serranidae)*. Aquatic Science, 64:87–96, 2002.
- [182] García Raso, E. y E. Manjón-Cabeza: *New record of *Lio-carcinus mcleayi* Barnard, 1947. new combination Decapoda, Brachyura, Portunidae*. Crustaceana, 69(1):84–93, 1996.
- [183] Garcia-Vazquez, E., P. Moran, J. L. Martínez, J. Pérez, B. de Gaudemar y E. Beall: *Alternative Mating Strategies in Atlantic Salmon and Brown Trout*. Journal of Heredity, 92(2):146–149, 2001.
- [184] Garrido-Ramos, M.A., R de la Herran, C.R. Rejon y M.R. Rejon: *A satellite DNA of the Sparidae family (Pisces, Perciformes) associated with telomeric sequences*. Cytogenetics and Cell Genetics, 83(1-2):3–9, 1998, ISSN 0301-0171.
- [185] Gartner, J. V. Jr. y D. E. Zwerner: *An Ichthyophonustype fungus in the deep-sea pelagic fish *Scopelogadus beanii* (Günther)(Pisces: Melamphaidae): pathology, geographic distribution and ecological implications*. Journal of Fish Biology, 32:459–470, 1988.
- [186] Ghannudi, S.A.: *A preliminary study of food composition of *Pagellus erythrinus* (L.) off the Libyan Coast*. Bull. Mar. Res. Cent., Tripoli, 5:107–116, 1984.
- [187] Ghorbel, M.: *Contribution à l'étude morphologique et biologique des poissons *Pagellus* et *Lithognathus* de Tunisie; étude dynamique préliminaire du pageau dans le Golfe de Gabes*. Informe técnico, Faculté des Sciences de Tunis, 1981.
- [188] Ghorbel, M.: *Le pageot commun *Pagellus erythrinus* (Poisson, Sparidae). Ecobiologie et état d'exploitation dans le Golfe de Gabes*. Tesis de Doctorado, Université de Sfax, (Tunisia), 1996.
- [189] Giangrande, A. y P. Montanaro: *On some Amphicorina (Polychaeta, Sabellidae) species from the Mediterranean coast, with the description of *A. grahamensis**. Ital. J. Zool., 66:195–203, 1999.



- [190] Gibbons, L.M. y J.E. Saayman: *Redescriptions of Dichelyne (Dichelyne) rasheedae Petter, 1974 and Spirocamallanus olsenii Campana-Rouget & Razarihelessou, 1965, recorded for the first time from fish in Lake St. Lucia, South Africa*. Onderstepoort Journal of Veterinary Research, 63(1):39–46, 1996, ISSN 0030-2465.
- [191] Gibson, D. I., A. Jones y R. A. Bray: *Keys to the Trematoda*, volumen 1. The Natural History Museum, 2002.
- [192] Girardin, M. y J. P. Quignard: *Croissance de Pagellus erythrinus (Pisces: Teleosteen, Sparidae) dans le Golfe du Lion*. Cybium (3<sup>e</sup> SER.), 9(4):359–374, 1985.
- [193] Goneim, S., S. Sadek, G. D. Hassanen, I. Hassen, A. Said, A. Mahmoud, A. El-Dakar, A. Dahawi, A. Nasr-Allah y H. Hassam: *The Egyptian Aquaculture Society (EGAS)*. En Society, European Aquaculture (editor): *Aquaculture Europe 2002. Seafarming Today and Tomorrow*, volumen Special Publication, 32, página 250, 2002.
- [194] González, J., G. Hernández, P. Marrero y E.B. Rapp: *Peces de Canarias, Guía Submarina*. Francisco Lemus, 1997.
- [195] González, T., M. E. Oliva y E. Acuña: *Neoheterobothrium chilensis n. sp. (Monogenea: Dichlidophoridae), a parasite of the bigeye flounder Hippoglossina macrops (Paralichthyidae: Pleuronectiformes) from northern Chile*. Journal of Parasitology, 88(2):337–339, 2002.
- [196] González González, P.: *Parasitofauna branquial de Dentex dentex (Linneo, 1758)(Pisces; Sparidae)*. Tesis de Doctorado, Universidad de Valencia, 2005.
- [197] González Pajuelo, J.M., J. M. Lorenzo Nespereira y J. M. Méndez-Villamil Mata: *Determinación del estado de explotación de la breca Pagellus erythrinus (Linnaeus, 1758) en aguas de Gran Canaria a través del análisis de cohortes en longitud*. Boletín del Instituto Español de Oceanografía, 12(2):115–130, 1996.
- [198] González-Solís, D., Argáez García. N. y S. Guillén-Hernández: *Dichelyne (Dychelyne) bonacii n. sp. (Nematoda: Cucullanidae) from the grey snapper Lutjanus griseus and the black grouper Mycteroperca bonaci off the coast of Yucatán, Mexico*. Systematic Parasitology, 53:109–113, 2002.
- [199] González-Solís, D., V. M. Tuz-Paredes y M. Quintal-Loria: *Cucullanus pargi sp. n. (Nematoda: Cucullanidae) from the grey snapper Lutjanus griseus off the southern coast of Mexico*. Folia Parasitologica, 54:220–224, 2007.
- [200] Grabda, J. y T. Linkowski: *Colobomatus gymnoscopeli sp. n. (Copepoda: Philichthyidae) a parasite of lateral line sensory canals of Gymnoscopelus aphyia Günther, 1873 (Myctophidae) from the antarctic waters*. Acta Ichthyologica et Piscatoria, VIII(Fasc 2), 1978.
- [201] Grassé, P.: *Traité de Zoologie. Anatomie, Systematique, Biologie*, volumen 19. Tome VII. Memories de l'Institut Oceanographique. Fondation Albert 1er prince de Monaco, 1999.
- [202] Grau, A., E. Pastor, F. Padrós y S. Crespo: *Aspectos patológicos de la cría del dentón (Dentex dentex), Linnaeus 1758, durante el periodo 1989-2003 en la Estación de Acuicultura del Port d'Andratx (Mallorca)*. En *Actas IX Congreso Nacional de Acuicultura*, 2003.
- [203] Grobler, N. J., J. G. Van As y P. A. S. Olivier: *Description of the previously unknown male of Caligus mortis Kensley, 1970 (Copepoda: Caligidae), parasite of intertidal fish from South Africa*. Folia Parasitologica, 49:131–136, 2002.
- [204] Güçlüsoy, H. y Y. Savas: *Interaction between monk seals Monachus monachus (Hermann, 1779) and marine fish farms in the Turkish Aegean and management of the problem*. Aquaculture Research, 34:777–783, 2003.
- [205] Guerra, A.: *Fauna ibérica*, volumen 1. Mollusca. Cephalopoda, páginas 327 p., 12 h. lám. Museo Nacional de Ciencias Naturales, CSIC. Madrid, 1992.
- [206] Guitart, Darío J.: *Simopsis de los peces marinos de Cuba*, volumen III. Academia de ciencias de Cuba, Instituto de Oceanología, 1977.
- [207] Güner, Y., O. Özden, M. Altunok, E. Koru y V. Kizak: *Spawning and larvae production of common pandora, Pagellus erythrinus L.* The Israeli Journal of Aquaculture - Bamidgeh, 56(3):209–217, 2004.
- [208] Gupta, Modadugu V., Madan M. Dey y David J. Penman: *Carp Genetic Resources for Aquaculture in Asia*, capítulo 1. Importance of Carp Genetic Resources, páginas 1–5. Número 65 en *Technical Report*. WorldFish Center, 2005.
- [209] Guraya, S. S.: *The cell and molecular biology of fish oogenesis (monographs in developmental biology)*, volumen 18. Karger. Basel, München, Paris, London, New York, New Delhi, Singapore, Tokyo, Sidney, 1986.
- [210] Gurguel, I. M.: *Ethologie alimentaire de quelques poissons démersaux du Golfe de Marseille*. Tesis de Doctorado, Aix. Marseille, 2, Univ., 1971.
- [211] Gutu, M.: *The synoptic table and key to superspecific taxa of recent apseudomorpha (Crustacea, Tanaidacea)*. Tav. Mus. Hist. Nat. "Grigore Antipa", VXXXVI:135–146, 1996.
- [212] Hadjistephanou, N.A.: *Assessment of five demersal marine fish stocks of Cyprus for the year 1989*. En *General Fisheries Council for the Mediterranean. Fourth Session of the Technical Consultation on Stock Assessment in the Eastern Mediterranean. Thessaloniki, Greece*. FAO fisheries report, volumen 477, páginas 23–34. FAO, Rome (Italy), 7-10 October 1991 1992.
- [213] Hall, K. A. y T. H. Cribb: *The status of Petalocotyle Ozaki, 1934 (Digenea: Gyliuchenidae), including the description of two new species from acanthurid fishes in Queensland, Australia*. Systematic Parasitology, 47:145–156, 2000.
- [214] Harkønen, T. J.: *Guide to the otoliths of the bony fishes of the Northeast Atlantic*. Danbiu Aps. Biological consultants Hellerup Denmark, 1986.
- [215] Harris, P.D., A. P. Shinn, J. Cable y T. A. Bakke: *Nominal species of the genus Gyrodactylus Von Nordmann 1832 (Monogenea: Gyrodactylidae), with a list of principal host species*. Systematic Parasitology, 59:1–27, 2004.
- [216] Hartman, O.: *Marine Annelids from the Northern Marshall Islands*. Geological Survey Professional Paper, 260-Q:619–644, 1954.
- [217] Hastings, T. S., K. MacKenzie y A. E. Ellis: *Presumptive mycobacteriosis in mackerel Scomber scombrus*. Bull. Eur. Ass. Fish. Path., 2:19–21, 1982.

- [218] Hatai, K., S.S. Kubota, N. Kida y S. Udagawa: *Fusarium oxysporum* in red sea bream (*Pagrus sp.*). Journal of Wildlife Diseases, 22(4):570–571, 1986.
- [219] Hayward, P. J. y J. S. Ryland (editores): *Handbook of the marine fauna of North-West Europe*. Oxford University Press Inc. New York, 1996.
- [220] Hernández, M.D., M.A. Egea, F.M. Rueda, F.J. Martínez y B. García García: *Seasonal condition and body composition changes in sharpsnout seabream *Diplodus puntazzo* raised in captivity*. Aquaculture, 220:569–580, 2003.
- [221] Hernández-Palacios, H., D. Montero, J. Socorro, M.S. Izquierdo y J.M. Vergara: *First studies on spawning, embryonic and larval development of *Dentex gibbosus* (Rafinesque, 1810) (Osteichthyes, Sparidae) under controlled conditions*. Aquaculture, 122:63–73, 1994.
- [222] Herrán, R.D., C.R. Rejón, M.R. Rejón y M.A. Garrido-Ramos: *The molecular phylogeny of the Sparidae (Pisces, Perciformes) based on two satellite DNA families*. Heredity, 87(6):691–697, Dec 2001 2001, ISSN 0018-067X.
- [223] Hesp, S. A., R. P. Hobbs y I. C. Potter: *Infection of the gonads of *Glaucosoma hebraicum* by the nematode *Philometra lateolabracis*: occurrence and host response*. Journal of Fish Biology, 60:663–673, 2002.
- [224] Hevrøy, E. M., K. Boxaspen, F. Oppedal, G. L. Taranger y J. C. Holm: *The effect of artificial light treatment and depth on the infestation of the sea louse *Lepeophtheirus salmonis* on Atlantic salmon (*Salmo salar L.*) culture*. Aquaculture, 220:1–14, 2003.
- [225] Hewitt, G. y R. G. Blackwell: *A new species of *Alella* (Copepoda, Lernaeopodidae) parasitic in the tarakihi, *Cheilodactylus macropterus* in New Zealand*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 21:141–147, 1987.
- [226] Hewitt, G. C.: *Two species of *Caligus* (Copepoda, Caligidae) from Australian Waters, with a description of some developmental stages*. Pacific Science, 21:145–164, 1971.
- [227] Ho, J. S., S. Gómez, K. Ogawa y A. Masato: *Two species of parasitic copepods (Caligidae) new to Japan*. Systematic Parasitology, 57:19–34, 2004.
- [228] Ho, J.S., W.C. Chiang y C.L. Lin: *Three species of caligid copepods (Siphonostomatoidea)*. J. Fish. Soc. Taiwan, 3(223-237), 2008.
- [229] Ho, J.S. y C.L. Lin: *Anuretes grandis sp. n., a caligid copepod (Siphonostomatoidea) parasitic on *Diagramma pictum* (Pisces) in Taiwan, with discussion of *Anuretes Heller, 1865**. Folia Parasitologica, 47:227–234, 2000.
- [230] Ho, J.S. y C.L. Lin: *Solution to the taxonomic confusion surrounding *Caligus epinepheli* Yamaguti, a Caligid Copepod (Siphonostomatoidea) parasitic of marine fishes*. Zoological studies, 42(2):268–283, 2003.
- [231] Ho, J.S., C.L. Lin y S.N. Chen: *Species of *Caligus* Müller, 1785 (Copepoda: Caligidae) parasitic on marine fishes of Taiwan*. Systematic Parasitology, 46:159–179, 2000.
- [232] Ho, J.S. y I. Takeuchi: *Systematic status of *Eubrachiella*, a genus of copepod parasitic of Antarctic teleosts*. Proc. NIPR Symp. Polar Biol., 9:169–177, 1996.
- [233] Hoşsucu, B. y D. Ç. Türker: *Some parameters about population Biology of the Common Pandora *Pagellus erythrinus L., 1758* (Sparidae) in the Edremit Bay (Turkey)*. E.U. Journal of Fisheries and Aquatic Sciences, 20(3-4):329–336, 2003.
- [234] Hogue, C. C. y J. S. Peng: *Endohelminths of white croaker (*Genyonemus lineatus*) from los Angeles Harbor, Southern California, U.S.A.* Comparative Parasitology, 68(1):36–41, 2001.
- [235] Hornung, H., L. Zismann y O.H. Oren: *Mercury in twelve Mediterranean trawl fishes of Israel*. Environ. In., 3(3):243–248, 1980.
- [236] Horton, T.: **Ceratothoa steindachneri* (Isopoda: Cymothoidae) new to British waters with a key to North-East Atlantic and Mediterranean *Ceratothoa**. J. Mar. Biol. Ass. U.K., 80:1041–1052, 2000.
- [237] Hristovski, N. D., M. Arculeo y S. Riggio: *Helminth parasite fauna of *Mullus surmuletus L.* (Pisces, Mullidae) in the Bay of Palermo*. Institut za oceanografiju i ribarstvo - split sfr jugoslavija, 75:1–6, 1989.
- [238] Hrs-Brenko, M.: *The basket shell, *Corbula gibba* Olivi, 1792 (Bivalve Molluscs) as a species resistant to environment disturbances: A review*. Acta Adriatica, 47(1):49–64, 2006.
- [239] Huang, Jung Duan, Mong fong Lee y Ching Fong Chang: *The Morphology of Gonadal Tissue and Male Germ Cells in the Protandrous Black Porgy, *Acanthopagrus schlegelii**. Zoological Studies, 41(2):216–227, 2002.
- [240] III, C.S. Manooch y W.W. Hassler: *Synopsis of biological data on the red porgy *Pagrus pagrus* (Linnaeus)*. Informe técnico 116, NOAA Technical Report NMFS Circular 412, 1978.
- [241] Inglis, V., R.J. Roberts y N.R. Bromage (editores): *Bacterial diseases of fish*. Blackwell Science, 2001.
- [242] Innal, D. y N. Keslin: **Philometra ovata* (Zeder, 1803) (Pilometridae) in European Chub (*Leuciscus cephalus L., 1758*) living in Çamkoru Lake (Çamlidere-Ankara)*. Journal of Animal and Veterinary Advances, 4(12):959–961, 2005.
- [243] Innal, D., F. Kirkim y F. Erk'akan: *The parasitic isopods, *Anilocra frontalis* and *Anilocra physodes* (Crustacea; Isopoda) on some marine fish in Antalya Gulf, Turkey*. Bull. Eur. Ass. Fish Pathol., 27(6):239, 2007.
- [244] Iversen, E. S.: *Cultivos marinos*, capítulo 14, página 289. Editorial Acirbia, Zaragoza, 2ª edición, 1982.
- [245] J., Jug Dujatovic, Dulčić J. y Katavic I.: *Embryonic and yolk-sac larval development of the sparid *Dentex* (*Dentex dentex* (Linnaeus, 1758))*. Fisheries research, 24(2):91–97, 1995.
- [246] Jalabert, B.: *Particularities of reproduction and oogenesis in teleost fish compared to mammals*. Reprod. Nutr. Dev., páginas 261–279, 2005.
- [247] Jarboui, O., M. Ghorbel y A. Bouain: *Le stock du pageot commun *Pagellus erythrinus* dans le Golfe de Gabes, (Tunisie): Etat d'exploitation et possibilités d'aménagement*. CIHEAM, Options Méditerranéennes [Cah. Options Méditerr.], 35:251–260, 1998, ISSN 1022-1379.

- [248] Jianyin, Zhang y Yang Tingbao: *Monogenea of Chinese marine fishes XIV. Two new species of Microcotylidae from fishes of the South China Sea*. Systematic Parasitology, 48:67–73, 2001.
- [249] Jianying, Z., Y. Tingbao, L. Lin y D. Xuejuan: *A list of monogeneans from Chinese marine fishes*. Systematic Parasitology, 54:111–130, 2003.
- [250] Johnson, S. C., J. W. Treasurer, S. Bravo, K. Nagasawa y Kabata Z.: *A review of the impact of parasitic copepods on marine aquaculture*. Zoological studies, 43(2):229–243, 2004.
- [251] Joyeux, C.H. y J.G. Baer: *Faune de France*, volumen 30. Cestodes. Librairie de la faculté de sciences. Kraus Reprint. Nendeln / Liechtenstein, 1970.
- [252] Junoy, J. y J. Castelló: *Catálogo de las especies ibéricas y baleares de isópodos marinos (Crustacea: Isopoda)*. Boletín del Instituto Español de Oceanografía, 19(1-4):293–325, 2003.
- [253] Justine, J. L.: *Tree new species of Huffmanella Moravec, 1987 (Nematoda: Trichosomoididae) from the gills of marine fish off New Caledonia*. Systematic Parasitology, 59:29–37, 2004.
- [254] Justine, J.L. y M. J. Briand: *Three new species, Lamellogadus tubulicornis n. sp., L. magnicornis n. sp. and L. parvicornis n. sp. (Monogenea: Diplectanidae) from Gymnocranius spp. (Lethrinidae: Monotaxinae) off New Caledonia, with the proposal of the new morphological group 'tubulicornis' within Lamellogadus Johnston & Tiegs, 1922*. Systematic Parasitology, 75(3):159–179, 2010.
- [255] Kabata, Z.: *Copepods parasitic on fishes. Synopses of the British Fauna (New Series)*, volumen 47 Revised. The Linnean Society of London and The Estuarine and Coastal Sciences Association. Field Studies Council, 2003.
- [256] Kampstra, P.: *Beanplot: A Boxplot Alternative for Visual Comparison of Distributions*. Journal of Statistical Software, Code Snippets, 28(1):1–9, 2008. <http://www.jstatsoft.org/v28/c01/>.
- [257] Karhan, S.Ü., N. Simbora y S.I. Salazar-Vallejo: *Flabelligerina cinari (Polychaeta: Flabelligeridae), a new species from the Eastern Mediterranean*. Mediterranean Marine Science, 13(2):175–178, 2012.
- [258] Kennish, Michael J. (editor): *Practical Handbook of Marine Science*. CRC Press. Boca Raton London New York Washington, D.C., 3rd edición, 2001.
- [259] Kent, M. L., K. B. Andree, J. L. Bartholomew, M. El-Matbouli, S. S. Desser, R. H. Devlin, S. W. Feist, R. P. Hedrick, Hoffmann R. W., J. Khattra, S. L. Hallett, R. J. G. Lester, M. Longshaw, O. Palenzuela, Siddall M. E. y Xiao C.: *Recent advances in our knowledge of the Myxozoa*. The journal of Eucariotic Microbiology, 48(4):395–413, 2001.
- [260] Kevrekidis, T., N. Gouvis y A. Koukouras: *Population dynamics, reproduction and growth of Upogebia pusilla (Decapoda, Thalassinidea) in the Evros delta (North Aegean Sea)*. Crustaceana, 70(7):799–812, 1997.
- [261] Kim, Ki Hong, Sung-Hoi Huh y Bo-Young Jee: *The helminthic parasites of greenling, Hexagrammos otakii Jordan et Starks, from the Korean Southern Sea*. J. Fish. Pathol., 10(2):137–142, 1997.
- [262] Kim, Ki Hong, Yoon Jung Hwang y Sung-Hoi Huh: *Three Coitocid Trematodes (Digenea: Opecoelidae) from the marine fish of the Korean Southern Sea*. J. Fish. Pathol., 11(2):105–111, 1998.
- [263] Kindt, R., P. Van Damme y A. J. Simons: *Patterns of species richness at varying scales in western Kenya: planning for agroecosystem diversification*. Biodiversity and Conservation, 15(10):3235–3249, 2006.
- [264] Kinkelin, P. De, Ch. Michel y P. Ghittino: *Precis de Pathologie des Poissons*. INRA, OIE, 1985.
- [265] Kirk., R. S.: *The impact of Anguillicola crassus on European eels*. Fisheries Management and Ecology, 10(6):385–394, 2003.
- [266] Klaoudatos, S. D., G. Iakovopoulos y D. S. Klaoudatos: *Pagellus erythrinus (common pandora) a promising candidate species for enlargement of the aquaculture production diversification*. En *Seafarming today and tomorrow. Aquaculture 2002. European Aquaculture society. Special publication*, páginas 278–279, 2001.
- [267] Klaoudatos, S. D., G. Iakovopoulos y D.S. Klaoudatos: *Pagellus erythrinus (common pandora): a promising candidate species for enlarging the diversity of aquaculture production*. Aquaculture International, 12:299–320, 2004.
- [268] Klimpel, S., A. Seehagen y H.W. Palm: *Metazoan parasites and feeding behaviour of four small-sized fish species from the central North Sea*. Parasitol. Res., 91:290–297, 2003.
- [269] Knopf, K. y F. Hölker: *First report of Philometra obturans (Nematoda) and Neoergasilus japonicus (Copepoda) in Germany*. Acta Parasitologica, 50(3):261–262, 2005.
- [270] Kocak, C., F. Kirkim y T. Katagan: *Anomuran (Crustacea, Decapoda) fauna of Fethiye Bay (Turkey, eastern Mediterranean)*. Turk. J. Zool., 34:333–342, 2010.
- [271] Koehler, R.: *Faune de France*., volumen 1. Echinodermes. Federation française des Sociétés de Sciences Naturelles, Paul Lechevalier 12. París, 1921.
- [272] Kohn, A., M. De Fatima, D. Baptista-Farias y S. Chinicz Cohen: *Paranaella luquei gen. et sp. n. (Monogenea: Microcotylidae), a new parasite of Brazilian catfishes*. Folia Parasitologica, 47:279–283, 2000.
- [273] Kokokiris, L., S.Brúslé, M. Kentouri y A. Fostier: *Sexual maturity and hermaphroditism of the red porgy Pagrus pagrus (Teleostei: Sparidae)*. Marine Biology, 134:621–629, 1999.
- [274] Kolb, Nada, Luciana Vallorani, Nada Milanovi y Vilberto Stocchi: *Evaluation of Marine Algae Wakame (Undaria pinnatifida) and Kombu (Laminaria digitata japonica) as Food Supplements*. Food Technol. Biotechnol., 42(1):57–61, 2004.
- [275] Komatsu, H. y M. Takeda: *Two new species of the genus Goneplax (Decapoda, Brachyura, Goneplacidae) from East Asia*. Crustaceana, 76(10):1243–1256, 2004.
- [276] Kostadinova, A., P. Bartoli, D. I. Gibson y J. A. Raga: *Redescriptions of Magnibursatus blenni (Paggi & Orschia, 1975)n. comb. and Arnola microcirrus (Vlasenko, 1931)(Digenea: Derogenidae) from marine teleosts off Corsica*. Systematic Parasitology, 58:125–137, 2004.

- [277] Kostadinova, A., D. I. Gibson, J. A. Balbuena, A. M. Power, F. E. Montero, A. Aydogdu y J. A. Raga: *Redescriptions of Aphanurus stossichii* (Monticelli, 1891) and *A. virgula* Loss, 1907 (Digenea: Hemiuridae). *Systematic Parasitology*, 58:175–184, 2004.
- [278] Kostadinova, A., A. M. Power, M. Fernández, J. A. Raga y D. I. Gibson: *Three species of Magnibursatus* Naidenova, 1969 (Digenea: Derogenidae) from Atlantic and Black Sea marine teleosts. *Folia Parasitologica*, 50:202–210, 2003.
- [279] Koyuncu, C. E., R. C. Romero y E. Genc: *Clavellotis briani* (Copepoda, Lernaeopodidae) infestation of stripped Seabream, *Lithognathus mormyrus* (Sparidae) from the Northeast Mediterranean Sea, Turkey. *Journal of Agricultural Sciences*, 21(152-157), 2015.
- [280] Køie, M.: *Metazoan parasites of teleost fishes from Atlantic waters off the Faroe Islands*. *Ophelia*, 52(1):25–44, 2000.
- [281] Kritsky, D. G. y W. A. Boeger: *Neotropical monogeneoidea 41: New and previously species described of Dactylogyridae (Platyhelminthes) from the gills of marine and freshwater perciform fishes (teleostei) with proposal of a new genus and a hypothesis on phylogeny*. *Zoosystema*, 24(1):7–40, 2002.
- [282] Kritsky, D.C. y F.M Bilqees: *Studies on Monogenea of Pakistan. II. Polyopisthocotyleans from the gills of Pellona elongata* (Bennet). *Proceedings of the helminthological society of Washington*, 40(2):195–200, 1973.
- [283] Lamothe-Argumedo, R., C. Aranda-Cruz y G. Perez-Ponce de León: *Choricotyle leonilavazquezae* sp.n. (Monogenea: Diclidophoridae) Parasitic on *Microlepidotus brevipinnis* (Osteichthyes: Haemulidae) from Chamela Bay, (Jalisco, Mexico). *J. Helminthol. Soc. Washington*, 65(1):24–30, 1998.
- [284] Lee, Jeong Ho, Dae Hwan Kim, Sung Pil Jung, Sung Je Choi, Ik Kyo Chung y Jong Ahm Shin: *Cultivation of Laminaria japonica* (Laminariales, Phaeophyta) in Udo Coast, Jeju, Korea. *Algae*, 20(2):167–176, 2005.
- [285] Leis, J. M., T. Trnski y L. E. Beckley: *Larval development of Pagellus natalensis and larval morphology indicates about relationships in the perciform fish family Sparidae (Teleostei)*. *Mar. Freshwater. Res.*, 53:367–376, 2002.
- [286] Lenhardt, Mirjana, Ivan Jarić, Predrag Cakić, Cvijanović Gorčin, Zoran Gačić y Jelena Kolarević: *Seasonal changes in condition, hepatosomatic index and parasitism in sterlet (Acipenser ruthenus L.)*. *Turk. J. Vet. Anim. Sci.*, 33(3):209–214, 2009.
- [287] Leong, S. T. y A. Colorni: *Diseases and disorders of finfish in cage culture*, capítulo Infectious diseases of warmwater fish in marine and brackish waters, páginas 193–219. CAB international, 2002.
- [288] Leontovich, M.K. y I.A. Jirkov: *Identification keys for Terebellomorpha (Polychaeta) of the Eastern Atlantic and the North Polar Basin. I. Pectinariidae and Terebellidae*. En *NMBAQC 2008 taxonomic workshop, Dove Marine Laboratory*, página 11, October 2011.
- [289] Lim, L. H. S.: *Species of Calydiscoidea young, 1969 (Monogenea: Diplectanidae) Bychowsky, 1957: Lamellogadiscinae Oliver, 1969) from nemipterid fishes off peninsular Malaysia*. *Systematic Parasitology*, 55:115–126, 2003.
- [290] Livadas, R.J.: *A study of the biology and population dynamics of pandora (Pagellus erythrinus L. 1758), family Sparidae, in the seas of Cyprus*. *FAO Fish. Rep.*, 412:58–76, 1989.
- [291] Lloret, J., M. Demestre y J. Sánchez-Pardo: *Lipid (energy) reserves of European Hake (Merluccius merluccius) in the North-Western Mediterranean*. *Vie et Milieu - Life and Environment*, 58(1):75–85, 2008.
- [292] Lloret, J., L. Gil de Sola, A. Souplet y R. Galzin: *Effects of large-scale habitat variability on condition of demersal exploited fish in the north-western Mediterranean*. *ICES Journal of Marine Science*, 59:1215–1227, 2002.
- [293] Loir, M., F. Le Gac, S. Somarakis y M. Pavlidis: *Sexuality and gonadal cycle of the common dentex Dentex dentex in intensive culture*. *Aquaculture*, 194:363–381, 2001.
- [294] Lom, J.: *A catalogue of described genera and species of microsporidians parasitic in fish*. *Systematic Parasitology*, 53:81–99, 2002.
- [295] Lom, J. y I. Dykov'a: *Development in aquaculture and fisheries science. Protozoan parasites of fishes*, volumen 26. Elsevier Science, Amsterdam, London, New York, Tokyo, 1992.
- [296] Longshaw, M.: *Caligus nolani* n. sp. (Copepoda: Caligidae), a parasite of *Patagonotothen sima* (Richardson)(Teleostei: pisces) from the Falkland Islands, and a note on *Clavella bowmani* Kabata, 1963 (Copepoda: Lernaeopodidae). *Systematic Parasitology*, 37:149–155, 1997.
- [297] Luo, D., S. Guo, W. Fang y H. Huang: *Observations on a cucullaniid nematode of marine fishes from Taiwan Strait, Dichelyne (Cucullanelus) jialaris* n. sp. *Journal of Parasitology*, 90(3):608–611, 2004.
- [298] Luque, J. L., J. F. R. Amato y R. M. Takemoto: *Four species of Choricotyle van Beneden & Hesse (Monogenea: Diclidophoridae: Choricotylinae) parasitic on Orthopristis ruber (Cuvier)(Osteichthyes: Haemulidae) from the Brazilian coast, with description of two new species*. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.*, 2(1):15–24, 1993.
- [299] Machinandiarena, L., M. Müller y A. López: *Early life stages of development of the red porgy Pagrus pagrus (Pisces, Sparidae) in captivity, Argentina*. *Invest. Marinas, Valparaíso*, 31(1):5–13, 2003.
- [300] Maillard, C. y D. Noisy: *Atrispinum acarne* n.g., n. sp. (Monogenea-Microcotylidae) parasite de *Pagellus acarne* (Teleostei) du golfe de Lion. *Vie et Milieu*, XXVIII-XXIX(fasc. 4, Séries AB):579–588, 1978-1979.
- [301] Manganaro, A., G. Cortese, M. Ziino, G. Brancato y D. Signorino: *Specie innovativa in acquacoltura*. En *Proceedings. Investigations on Fisheries and Aquaculture within the Framework of Law Number 41/82*, volumen 5 de Part 2: *Aquaculture*, páginas 1141–1151. *Biologia marina mediterranea*. SIBM, Genova (Italy), Rome, 15-16 December 1998.
- [302] Mann, B. Q. y C. D. Buxton: *The reproductive biology of Diplodus sargus capensis and D. cervinus hottentotus (Sparidae) off the South-east Cape Coast, South Africa*. *Cybiurn*, 22(1):31–47, 1998.
- [303] Manning, R. B. y D. K. Camp: *A review of the Platysquilla complex (Crustacea, Stomatopoda, Nannosquillidae) with the designation of two new genera*. *Proceedings of the Biology Society of Washington*, 92(2):591–597, 1981.

- [304] Manning, R. B. y D. K. Camp: *Erythroscuilloidea, a new superfamily and Tetrasquillidae, a new family of Stomatopod Crustaceans*. Proc. Biol. Soc. Wash., 106(1):85–91, 1993.
- [305] Maran, B. A. Venmathi, Seong Yong Moon, Sung Yong Oh, Ho Young Soh y Jung Goo Myoung: *Redescription of two Pennellids (Copepoda Siphonostomatoidea) from Korea with a key to species of Peniculus von Nordmann, 1832*. ZooKeys, 243:1–14, 2012.
- [306] Maran, B.A. Venmathi, Leong Tak Seng, Susumu Ohtsuka y Kazuya Nagasawa: *Records of Caligus (Crustacea: Copepoda: Caligidae) from marine fish cultured in floating cages in Malaysia with a redescription of the male of Caligus longipedis Bassett-Smith*. Zoological Studies, 48(6):797–807, 2009.
- [307] Margolis, L. y Kabata Z. (editores): *Guide to the Parasites of Fishes of Canada*, volumen 101. Canadian Special Publications of Fisheries and Aquatic sciences. Fisheries and Oceans, 2000.
- [308] Maricchiolo, G., L. Genovese, R. Laurá, V. Micale y U. Muglia: *Fine structure of spermatozoa in the common pandora (Pagellus erythrinus Linnaeus, 1758) (Perciformes, Sparidae)*. Histol. Histopathol, 19(4):1237–1240, 2004.
- [309] Maricchiolo, G., F. Patti, V. Micale y L. Genovese: *Aspetti cellulari dello sviluppo ovocitario in Pagellus erythrinus (Linneo, 1758)*. Biol. Mar. Medit., 5(1):514–516, 1998.
- [310] Marino, F., D. Macri, S. Paruta, B. Busalacchi, L. Genovese y G. De Vico: *Black spot Seabream (Pagellus bogaraveo) a new susceptible host for Miyidium leei*. En Society, European Aquaculture (editor): *Aquaculture Europe 2004. Biotechnologies for Quality*, volumen Special Publication, 34, páginas 524–525, 2004.
- [311] Martínez, J. y I. Adarraga: *Distribución batimétrica de comunidades macrobentónicas de sustrato blando en la plataforma continental de Guipúzcoa (Golfo de Vizcaya)*. Boletín del Instituto Español de Oceanografía, 17(1-2):33–48, 2001.
- [312] Martins, M. L., R. Y. Fujimoto y F. R. De Moraes: *Prevalence and seasonality of Diplectanum piscinarium Kritsky and Thatcher, 1984 (Monogeneoidea) in the gills of Plagioscion squamosissimus Heckel, 1840 (Sciaenidae) from Volta Grande Reservoir, M.G, Brazil*. Rev. Bras. Parasitol. Vet., 9(2):105–107, 2000.
- [313] Martins, M. L. y E.R. Yoshitoshi: *A new nematode species Goezia leporini n. sp. (Anisakidae) from cultured freshwater fish Leporinus macrocephalus (Anostomidae) in Brazil*. Brazilian Journal of Biology, 63(3):497–506, 2003.
- [314] Masoumian, M., F. F. Baska y K. Malnár: *Description of Myxobolus bulbocordis sp. nov. (Myxosporea: Myxobolidae), from the heart of Barbus sharpeyi (Günther) and histopathological changes produced by the parasite*. Journal of Fish Diseases, 19:15–21, 1996.
- [315] Masson, Charles: *Peces y acuarios*. Enciclopedia práctica. Ediciones Martínez Roca, S.A., 1993.
- [316] Mawdesley-Thomas, L. E. (editor): *Diseases of Fish*. Academic Press Inc. (London) Ltd., 1972.
- [317] McHugh, Dennis J.: *A guide to the seaweed industry*. Informe técnico 441, FAO Fisheries Technical Paper, 2003.
- [318] McLaughlin, P.A.: *Illustrated keys to families and genera of the superfamily Paguroidea (Crustacea: Decapoda: Anomura), with diagnoses of genera of Paguridae*. Memoirs of Museum Victoria, 60(1):111.144, 2003.
- [319] McMahon, J. W.: *Monogenetic Trematodes from some Chesapeake Bay fishes. Part I: The Superfamilies Capsalioidea Price, 1936 and Dicliphoroidea Price, 1936*. Chesapeake Science, 4(4):151–160, 1963.
- [320] McMahon, J. W.: *Monogenetic Trematodes from some Chesapeake Bay fishes. Part II: The Superfamily Dicliphoroidea Price, 1936*. Chesapeake Science, 5(3):124–133, 1964.
- [321] Méndez, N. y M. J. Cardell: *Littoral annelid polychaetes inhabiting soft bottoms of the Barcelonés*. Miscel.lània Zoològica, 19(1):119–147, 1996.
- [322] Mendoza-Garfias, B. y G. Pérez-Ponce de Leon: *Microcotídeos (Monogenea: Microcotylidae) parásitos de peces marinos de la bahía de Chamela, Jalisco, Mexico*. Anales del Instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoològia, 69(2):139–153, 1998.
- [323] Menu, B. y M. Girin: *Ponte incubation et development larvare du rouget de roche Mullus surmuletus en laboratoire*. Vie et Milieu, XXVIII-XXIX(fase 3, sér. AB):517–530, 1978-79.
- [324] Merella, P., O. Reñones y G. Garippa: *Reinstatement of Philometra jordanoi (López-Neira, 1951): a parasite of the Mediterranean dusky grouper Epinephelus marginatus (Lowe) (Osteichthyes, Serranidae)*. Systematic Parasitology, 61:203–206, 2005.
- [325] Metin, G., A. T. Ilkyaz, O. Soykan y H. T. Kinacigil: *Biological characteristics of the common pandora Pagellus erythrinus*. Turk. J. Zool., 35(3):307–315, 2011.
- [326] Micale, V., F. Perdichizzi y G. Basciano: *Aspects of the reproductive biology of the sharpnose seabream Diplodus puntazzo (Cetti, 1777). 1. gametogenesis and gonadal cycle in captivity during the third year of life*. Aquaculture, 140(3):281–291, 1996.
- [327] Mihelakakis, A., T. Yoshimatsu y C. Tsolkas: *Effect of feeding frequency on growth, feed efficiency, and body composition in young common pandora*. aquaculture international, páginas 197–204, 2001.
- [328] Mladineo, I., I. Bočina, C. Pryzybyla, J. Fievet y J.P. Blancheton: *Fish growth and health aspects of sea bass (Dicentrarchus labrax) reared in standard vs. high rate algal pond recirculation*. Aquatic Living Resources, 23:217–224, 2010.
- [329] Mo, T. A.: *Seasonal occurrence of Gyrodactylus derjavini (Monogenea) on brown-trout Salmo trutta, and atlantic salmon, S. salar, in the Sandvikselva river, Norway*. The Journal of Parasitology, 83(6):1025–1029, 1997.
- [330] Moiseeva, E. B., O. Sachs, T. Zak y B. Funkenstein: *Proctandrous hermaphroditism in australian silver perch, Bydianus bidyanus (Mitchell, 1836)*. The Israeli journal of Aquaculture - Bamidgah, 53(2):57–68, 2001.
- [331] Möller, H. y K. Anders: *Diseases and Parasites of Marine Fishes*. Verlag Möller, Kiel, 1986.



- [332] Montero, F. E., E. Carbonell, A. García, F. De la Gándara, M. V. Díaz y J. A. Raga: *Primera cita de Lernaeolophus sultanus* (Nordmann, 1939) en cultivos de *Seriola dumerili* Risso en el Mediterráneo. En VI Congr.Nal.Acuic. Cartagena.; páginas 835–840, 1997.
- [333] Morales-Nin, B. y J. Moranta: *Life history and fishery of the common dentex (Dentex dentex) in Mallorca (Balearic Islands, Western Mediterranean)*. Fisheries Research, 30:67–76, 1997.
- [334] Morales-Serna, F. N. y Z. L. Hernández-Inda: *Redescription of Caligus serratus Shiino, 1965 (Copepoda: Caligidae) parasitic on eleven fish species from Chamela Bay in the Mexican Pacific*. Acta Parasitologica, 58(3):367–375, 2013.
- [335] Moran, J.D.W., J.R. Arthur y M.D.B. Burt: *Parasites of sharp-beaked redfishes (Sebastes fasciatus and Sebastes mentella) collected from the Gulf of St. Lawrence, Canada*. Can. J. Fish. Aquat. Sci., 53:1821–1826, 1996.
- [336] Morand, S. y M. C. Rigby: *Cucullanin nematodes from coral reef fishes of French Polynesia, with a description of Cucullanus falieaxae N.Sp (Nematoda Chitwoodchabaudiidae)*. Journal of Parasitology, 84(6):1213–1217, 1996.
- [337] Morato, T., P. Afonso, P. Lourihno, R.D.M. Nash y R.S. Santos: *Reproductive biology and recruitment of the White Sea Bream in the Azores*. Journal of Fish Biology, 63:59–72, 2003.
- [338] Moravec, F.: *Some aspects of the taxonomy and biology of dracunculoid nematodes parasitic in fishes: a review*. Folia Parasitologica, 51:1–13, 2004.
- [339] Moravec, F.: *Experimental studies on the development of Contracaecum rudolphii (Nematoda: Anisakidae) in copepod and fish paratenic hosts*. Folia Parasitologica, 56(3):185–193, 2009.
- [340] Moravec, F. y A. H. Ali: *Two species of Philometra (Nematoda: Philometridae) from needlefishes (Belontiidae) in Iraq, with a key to Philometra spp. parasitic in the host's subcutaneous tissue, fins and musculature*. Folia Parasitologica, 52:267–273, 2005.
- [341] Moravec, F. y Garibaldi, F.: *Huffmanella paronai n. sp. (Nematoda: Trichosomoididae), a new parasite from the skin of swordfish Xiphias gladius in the Ligurian Sea (Western Mediterranean)*. Folia Parasitologica, 47:309–313, 2000.
- [342] Moravec, F. y Tang Wang G.: *Dentiphilometra monopleri n. gen., n. sp. (Nematoda: Philometridae) from the abdominal cavity of the ricefield eel Monopterus albus in China*. J. Parasitol., 88(5):961–966, 2002.
- [343] Moravec, F. y E. Genc: *Redescription of three Philometra spp. (Nematoda, Philometridae) from the gonads of marine perciform fishes of Iskenderun Bay (North-East Mediterranean), Turkey*. Acta Parasitologica, 49(1):31–40, 2004.
- [344] Moravec, F. y J.L. Justine: *Two species of Philometra (Nematoda. Philometridae) from serranid fishes off New Caledonia*. Acta Parasitologica, 50(4):323–331, 2005.
- [345] Moravec, F. y J.L. Justine: *Cucullanid nematodes (Nematoda: Cucullanidae) from deep-sea marine fishes off New Caledonia, including Dichelyne etelidis n. sp.* Systematic Parasitology, 78:95–108, 2011.
- [346] Moravec, F., M. Khosheghbal y J. Pazooki: *Dichelyne (Dichelyne) spinigerus sp. nov. (Nematoda: Cucullanidae) from the marine fish Otolithes ruber (Sciaenidae) off Iran and first description of the male of Philometra otolithi*. Acta Parasitologica, 59(2):229–237, 2014.
- [347] Moravec, F. y K. Nagasawa: *New data of the morphology of Philonema oncorhynchi Kuitunen-Ekbaum, 1933 (Nematoda: Dracunculoidea) from the abdominal cavity of Pacific salmon (Oncorhynchus spp.)*. Systematic Parasitology, 43:67–74, 1999.
- [348] Moravec, F., K. Nagasawa y K. Ogawa: *Observations on five species of philometrid nematodes from marine fishes in Japan*. Systematic Parasitology, 40:67–80, 1998.
- [349] Moravec, F., G. Salgado-Maldonado y R. Aguilar-Aguilar: *Two new nematodes, Paraseuratoides ophisterni gen. et sp. n. (Quimperidae) and Philometra ophisterni sp. n. (Philometridae), from the swamp-eel Ophisternon aenigmaticum in Mexico*. Folia Parasitologica, 49:109–117, 2002.
- [350] Moravec, F., T. Scholz, R. Kuchta, I. Dykova y P. Posel: *New data on the morphology of Nilonema senticosum (Nematoda, Philometridae), a parasite of Arapaima gigas (Pisces), with notes on another philometrid, Alinema amazonicum, in Peru*. Acta Parasitologica, 51(4):279–285, 2006.
- [351] Moravec, F., S. Ternengo y C. Levron: *Three species of Philometra (Nematoda, Philometridae) from marine fishes off Corsica, France*. Acta Parasitologica, 51(2):111–118, 2006.
- [352] Moravec, F., S. Urawa y C. O. Coria: *Hysterotylacium patagonense n. sp. (Nematoda Anisakidae) from freshwater fishes in Patagonia, Argentina, with a key to the species of Hysterotylacium in American freshwater fishes*. Systematic Parasitology, 36:31–38, 1997.
- [353] Morrey, C. E., Y. Nagahama y G. Grau: *Terminal phase males stimulate ovarian function and inhibit sex change in the protogynous wrasse Thalassoma duperrey*. Zoological science, 19:103–109, 2002.
- [354] Muñoz, M., M. Sábat, S. Mallol y M. Casadevall: *Gonadal structure and gametogenesis of Trigla lyra (Pisces: Triglidae)*. Zoological Studies, 41(4):412–420, 2002.
- [355] Müller, H. G.: *Gnathia wolffi n. sp., a coral-reef inhabiting isopod from Kenia, with a key to the Gnathia ferox complex (Cymothoidea: Gnathiidae)*. Bonn. Zool. Beitr., 40(1):63–67, 1989.
- [356] Munro, A. D., A. P. Scott y T. J. Lam (editores): *Reproductive seasonality in teleosts: Environmental influences*. CRC press Inc. Boca raton, Florida, 1990.
- [357] Murcia, Centro Regional de Estadística de: *Evolución de la pesca desembarcada en Mazarrón*. [http://www.carm.es/econet/sicrem/PU\\_MazarronCifras/P80](http://www.carm.es/econet/sicrem/PU_MazarronCifras/P80). Accedido: 2015-03-16.
- [358] Muroga, K.: *Viral and bacterial diseases of marine fish and shellfish in Japanese hatcheries*. Aquaculture, 202:23–44, 2001.
- [359] Mytilineou, C.: *Données biologiques sur le pageot, Pageillus erythrinus, des côtes orientales de la Grèce centrale*. FAO Fish. Rep., 412:77–82, 1989.

- [360] NACA: *Integrated Fish Farming in China. NACA Technical Manual 7. A World Food Day Publication of the Network of Aquaculture Centres in Asia and the Pacific, Bangkok, Thailand.*, 1989. 278 pp.
- [361] Nagasawa, K.: *Caligus epidemicus (Copepoda: Caligidae), a pathogenic sea louse of wild and captive fish in Indo-West Pacific Region: A review.* Bulletin of the Hiroshima University Museum, 5(71-86), 2013.
- [362] Nakajima, K., Y. Maeno, A. Honda, K. Yokoyama, T. Tooriyama y S. Manabe: *Effectiveness of a vaccine against red sea bream iridoviral disease in a field trial test.* Diseases of Aquatic Organisms, 36:73–75, 1999.
- [363] Neifar, L., L. Euzet y G. Oliver: *Lamellodiscus Plathelminthes, Monogenea, Diplectanidae) nouveaux parasites branchiaux des poissons marins du genre Pagrus (Teleostei Sparidae).* Zoosystema, 26(3):365–376, 2004.
- [364] Noga, E. J.: *Fish disease. Diagnosis and treatment.* Mosby-Year book inc. Missouri, 1995.
- [365] Ogawa, K: *Impacts of diclidophorid monogenean infections on fisheries in Japan.* International Journal for Parasitology, 32(3):373–380, Mar 2002 2002, ISSN 0020-7519.
- [366] OIE (editor): *Diagnostic Manual for aquatic Animal Diseases.* Office International des Epizooties, third edition, 2000.
- [367] Oksanen, J., F. Guillaume Blanchet, R. Kindt, P. Legendre, P. R. Minchin, R. B. O'Hara, G. L. Simpson, P. Solyomos, M. Henry H. Stevens y H. Wagner: *vegan: Community Ecology Package*, 2013. <http://CRAN.R-project.org/package=vegan>, R package version 2.0-10.
- [368] Oku, H. y H.Y. Ogata: *Body lipid deposition in juveniles of red sea bream Pagrus major, yellowtail Seriola quinqueradiata and japanese flounder Paralichthys olivaceus.* Fisheries science, 66:25–31, 2000.
- [369] Olaso, I.: *Alimentación de veinte especies de peces demersales.* Informes técnicos del Instituto Español de Oceanografía, 157:56 pp., 1995.
- [370] Oliva Moreno, M.: *Choricotyle anisotremi n. sp. (Monogenea: Diclidophoridae) parasitic on Anisotremus scapularis (Tschudi) from the Northern Chilean Coast.* Systematic Parasitology, 10:129–133, 1987.
- [371] Olmedo, M., F. Linares y J.B. Peleteiro: *Engorde de juveniles de besugo Pagellus bogaraveo (Brünnich, 1768) cultivados en tanques y jaulas.* Bol. Inst. Esp. Oceanogr., 18:37–40, 2002.
- [372] Olufemi, B.E.: *Recent advances in aquaculture*, volumen 2, capítulo The Aspergilli as pathogens of cultured fishes. Westview Press, 1985.
- [373] Orrell, T. M.: *A molecular phylogeny of the Sparidae (Perciformes: Percoidae).* Tesis de Doctorado, The school of Marine Science & The college of William and Mary (Virginia), 2000.
- [374] Orrell, T. M., K. E. Carpenter, J. A. Musick y J. E. Graves: *Phylogenetic and Biogeographic analysis of the Sparidae (Perciformes: Percoidae) from Cytochrome b Sequences.* Copeia, 3:618–631, 2002.
- [375] Ortega, Aurelio: *Cultivo de dorada Sparus aurata.* Informe técnico, Fundación Observatorio Español de Acuicultura. Consejo superior de investigaciones científicas. Ministerio de Medio Ambiente y medio rural y marino, 2008.
- [376] Ortíz, Manuel y Antonio Jimeno: *Guía ilustrada para la identificación de las familias y los géneros de los Anfípodos del suborden Gammaridea de la Península Ibérica.* Graellsia, 57(2):3–93, 2001.
- [377] Oscoz, J., P. Tomás y C. Durán: *Review and new records of non-indigenous freshwater invertebrates in the Ebro River basin (Northeast Spain).* Aquatic Invasions, 5(3):263–284, 2010.
- [378] Oug, Eivind, Torkild Bakken y Jon Anders Kongsrud: *Guide to identification of Flabelligeridae (Polychaeta) in Norwegian and adjacent waters. Version 3.1.* Norwegian Polychaete Forum Guides, April 2011.
- [379] P., J.A. González: *Turquesa Ediciones.* Catálogo de los crustáceos decápodos de las Islas Canarias. Gambas, Langostas, Cangrejos, 1995.
- [380] Padrós, F., C. Zarza y S. Crespo: *Histopathology of cultured sea bream Sparus aurata infected with sanguinicolid trematodes.* Diseases of Aquatic Organisms, 44:47–52, 2001.
- [381] Padrós, F., C. Zarza, A. Estévez, S. Crespo y M.D. Furores: *La patobiología como factor limitante para el desarrollo del cultivo del lenguado.* En *La acuicultura como actividad económica en las zonas costeras. IX Congreso nacional de acuicultura*, Cádiz, páginas 343–345, Mayo 2003.
- [382] Pajuelo, J. M. y J. M. Lorenzo: *Edad y crecimiento del raspallón Diploodus annularis (Pisces: Sparidae) en el archipiélago Canario (Atlántico centro-oriental).* Ciencias marinas, 28(1):1–11, 2002.
- [383] Pajuelo, J.G. y J. M. Lorenzo: *Population biology of the common pandora Pagellus erythrinus (Pisces: Sparidae) off the Canary Islands.* Fisheries Research (Amsterdam), 36(2-3):75–86, 1998.
- [384] Palenzuela, O., A. Sitjá-Bobadilla y P. Álvarez Pellitero: *Ceratomyxa sparusaurati (Protozoa: Myxosporae) infections in cultured gilthead seabream Sparus aurata, (Pisces: Teleostei) from Spain: Aspects of the host parasite relationship.* Parasitol. Res., 83:539–548, 1997.
- [385] Papaconstantinou, C., C. Mytilineou y T. Panos: *Aspects of the life history and fishery of red pandora, Pagellus erythrinus (Sparidae) off western Greece.* Cybium, 13(4):267–280, 1988.
- [386] Papaconstantinou, C., G. Petrakis y V. Vassilopoulou: *Fecundity of hake and red pandora from the Greek Seas.* Acta Adriatica, 1986.
- [387] Papapanagiotou, E.P. y J.P. Trilles: *Cymothoid parasite Ceratothoa parallela inflicts great losses on cultured gilthead sea bream Sparus aurata in Greece.* Diseases of Aquatic Organisms, 45(3):237–239, 2 Aug 2001, ISSN 0177-5103.
- [388] Paperna, I.: *L'acquaculture du bar et des Sparidés*, capítulo Review of diseases affecting cultured Sparus aurata and Dicentrarchus labrax, páginas 465–482. INRA Publications, Paris, 1984.

- [389] Paraguassú, A., J. L. Luque y D. Alves: *A new species of Anoplodiscus (Monogenea: Anoplodiscidae) parasitic of Pagrus pagrus (Osteichthyes: Sparidae) from the coastal zone of the state of Rio de Janeiro, Brazil*. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 97(8):1197–1199, 2002.
- [390] Parenti, P. y W. J. Poly: *Sparus axilaris Perez 1820, a senior synonym of the axillary sea bream Pagellus acarne (Risso 1827) invalidated by "reversal of precedence"*. Cybium, 28(2):171–173, 2004.
- [391] Paul, L.J. y S.C. Tarring: *Growth rate and population structure of snapper, Chrysophrys auratus in the East Cape region, New Zealand*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 14(3):237–247, 1980.
- [392] Paulin, C.: *Pagrus auratus a new combination for the species known as 'snapper' in Australasian waters (Pisces: Sparidae)*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 24:259–265, 1990.
- [393] Peña, D.: *Análisis de datos multivariantes*. McGraw-Hill, 2002.
- [394] Pérez-Gándaras, P. G.: *Estudio de los cefalópodos ibéricos: sistemática y binomía mediante el estudio morfométrico comparado de sus mandíbulas*. Tesis de Doctorado, Universidad Complutense de Madrid, España, 1986.
- [395] Pesca Marítima, Secretaría General de: *El libro blanco de la acuicultura en España*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, 2001.
- [396] Peter, A. J.: *Essai de classification de la famille des Cucullariidae*. Bull. Mus. natn. Hist. nat. 3e sér., 255. Zool(177):1469–1490, 1974.
- [397] Petrakis, G. y K.I. Stergiou: *Gill net selectivity for four species (Mullus barbatus, Pagellus erythrinus, Pagellus acarne and Spicara flexuosa) in greek waters*. Fisheries Research (Amsterdam), 27(1-3):17–27, 1996.
- [398] Pilcher, M. W., P. J. Whitfield y J. D. Riley: *Seasonal and regional infestation characteristics of three ectoparasites of whiting, Merlangius merlangus L., in the North Sea*. Journal of Fish Biology, 35:97–110, 1989.
- [399] Pillay, T. V. R. y M. N. Kutty: *Aquaculture, Principles and Practices*. Blackwell Publishing, second edición, 2005.
- [400] Pipitone, C., F. Badalamenti y G. D'Anna: *Day-night catches of demersal fish in the gulf of Castellammare (N-W Sicily)*. Biol. Mar. Mediterr., 4(1):538–540, 1997.
- [401] Plasecki, W., J. Wierzbicka y J. Kempster: *A new monogenean species parasitic on gills of bigmouth sole, Hippoglossina stomata Steindachner, 1876 from Southern California*. Acta Ichthyologica et Piscatoria, 30(1):127–134, 2000.
- [402] Porcile, P., N. Repetto y M. Wurtz: *Comportamento alimentare di giovani Sparidi in una prateria di Posidonia oceanica del Mar Ligure*. Oebalia. Taranto, 15(1 N.S.):311–314, 1987.
- [403] Porterfield, J. S. (editor): *Andrewesviruses of vertebrates*. Baillière Tindall, fifth edition, 1989.
- [404] Larrañeta, M. G.: *Sobre la biología de Pagellus erythrinus (L.) especialmente del de las costas de Castellón*. Investigación pesquera, 27:121–146, 1964.
- [405] Larrañeta, M. G.: *Crecimiento de Pagellus erythrinus de las costas de Castellón*. Investigación pesquera, 31(2):185–258, 1967.
- [406] R Core Team: *R: A Language and Environment for Statistical Computing*. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria, 2014. <http://www.R-project.org/>.
- [407] R Development Core Team: *R: A language and environment for statistical computing*. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria, 2007. <http://www.R-project.org>, ISBN 3-900051-07-0.
- [408] Radhakrishnan, S. y N. B. Nair: *Nature of crustacean infestation of fishes along the South-West coast of India I. Distribution, mode of attachment to the host tissue and incidence and intensity of infestation*. Acta Ichthyologica et Piscatoria, XIII(2):93–115, 1983.
- [409] Radonić, Mariela, Andrea V. López, Masakazu Oka y Eddie O. Aristizábal: *Effect of the incubation temperature on the embryonic development and hatching time of eggs of the red porgy Pagrus pagrus (Linne, 1758) (Pisces: Sparidae)*. Rev. biol. mar. oceanogr., 40(2):91–99, 2005.
- [410] Raibaut, A. y M. Hédi Ktari: *Lernaelophus sultanus (Nordmann, 1839), un copepode parasite de Pagellus erythrinus(L.) du Golfe de Tunis*. Bull. Inst. Océanogr. Pêche, Salammbô, 2(1):59–70, 1971.
- [411] Rajy Lakshmi, I.: *A new nematode Hysterothylacium aetobatum from ray fish, Aetobatus narinari (Euphrasen)*. Parasitol. Latinoam., 60:170–173, 2005.
- [412] Ramaiah, N.: *A review on fungal diseases of algae, marine fishes, shrimps and corals*. Indian Journal of Marine Sciences, 35(4):380–387, 2006.
- [413] Riedl, R. (editor): *Fauna y flora del mar Mediterráneo. Una guía sistemática para biólogos y naturalistas*. Ediciones Omega, S. A. Barcelona, 1986.
- [414] Rigos, G., I. Kotzamanis, I. Gialamas, I. Nengas y M Alexis: *Toxicity and digestibility of fumagillin DCH in gilt-head sea bream, Sparus aurata L.* Journal of Fish Diseases, 23(2):161–164, mar. 2000.
- [415] Rijavec, L. y S. Županović: *A contribution to the knowledge of biology of Pagellus erythrinus L. in the middle Adriatic*. Rap. Com. Inter. Explor. Scient. Mer. Médit., XVIII(2):195–200, 1965.
- [416] Rivera, C. M. y M. Botero: *Alimento vivo enriquecido con ácidos grasos para el desarrollo larvario de peces*. Revista Colombiana de ciencias pecuarias, 22(4), 2009.
- [417] Rizkalla, S.I., W.F. Wadie, A.S. El-Zahaby y S.S. El-Serafy: *Feeding habits of sea breams (genus Pagellus) in the Egyptian Mediterranean waters*. Journal of King Abdulaziz University. Marine sciences. Jeddah., 10:125–140, 1999.
- [418] Roberts, David W.: *labdsv: Ordination and Multivariate Analysis for Ecology*, 2013. <http://CRAN.R-project.org/package=labdsv>, R package version 1.6-1.
- [419] Rocka, A.: *Cestodes of the Antarctic fishes*. Polish Polar Research, 24(3-4):261–276, 2003.
- [420] Rocka, A.: *Nematodes of the Antarctic fishes*. Polish Polar Research, 25(2):135–152, 2004.

- [421] Rodgers, L. J. y J. B. Burke: *Aetiology of the "red spot" disease (vibriosis) with special reference to the ectoparasitic digenean Prototransversotrema steeri (Angel) and the sea mullet, Mugil cephalus (Linnaeus)*. J. Fish Biology, 32:655–663, 1988.
- [422] Rodrigues Paraguassú, A., J. L. Luque y D. Ramos Alves: *Community ecology of the metazoan parasites of red porgy Pagrus pagrus (L., 1758) (Osteichthyes, Sparidae), from the coastal zone, state of Rio de Janeiro, Brazil*. Acta Scientiarum Maringá, 24(2):461–467, 2002.
- [423] Rodríguez, J.L y J. Fernández: *Evolución del cultivo de rodaballo (Psetta maxima, 1758) en el mundo en los últimos cinco años*. En *La acuicultura como actividad económica en las zonas costeras*. IX Congreso nacional de acuicultura, Cádiz, páginas 505–506, Mayo 2003.
- [424] Rodríguez-Sánchez, L., E. Serna y J. Junoy: *Crustáceos isópodos de la campaña oceanográfica Fauna I (Sur de la península Ibérica)*. Boletín del Instituto Español de Oceanografía, 17(1 y 2):149–161, 2001.
- [425] Roger, F. Cressey y Marylin Schotte: *Three new species of Colobomatus (Copepoda: Philichthyidae) parasitic in the mandibular canals of haemulid fishes*. Proc. Biol. Soc. Wash., 96(189-201):2, 1983.
- [426] Rohde, K. y F. Roubal: *Ectoparasitic Monogenea, Digenea and Copepoda from the gills of some marine fishes of New Caledonia and New Zealand*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 14(1):1–13, 1980.
- [427] Rokicki, J.: *Biology of Adult Isopoda (Crustacea) parasitizing fishes of North-West Africa Shelf*. Acta Ichthyologia et Piscatoria, XV(Fasc. 1):95–122, 1985.
- [428] Romano, L. A. y J. Mejía: *Infección por Streptococcus iniae: Una enfermedad emergente que afecta a peces de cultivo y a humanos*. AcuaTIC, 18:25–32, 2003.
- [429] Rosales, M. J., C. Mascaró, C. Fernández, F. Luque, M. Sánchez Moreno, L. Parras, A. Cosano y J. R. Muñoz: *Acute intestinal anisakiasis in Spain: a fourth-stage anisakis simplex larva*. Mem. Inst. Oswaldo da Cruz, Rio de Janeiro, 94(6):823–826, 1999.
- [430] Rossechi, E.: *Regime alimentaire du pageot Pagellus erythrinus, Linne 1758, (Pisces, Sparidae) dans le Golfe du Lion*. Cybium (3e Ser., 7(3):17–29, 1983.
- [431] Rossechi, E.: *Pagellus erythrinus L., (Pisces, Sparidae): Regime alimentaire dans le golfe du lion*. RAPP. P.-V. REUN. CIESM. Rapp. Comm. Int. Mer. Médit., 28(5):43–44, 1983.
- [432] Roubal, F.R.: *Comparative pathology of some monogenean and copepod ectoparasites of the gills of Acanthopagrus australis (Family Sparidae)*. J. Fish Biol., 34:503–514, 1989.
- [433] Roubal, F.R.: *Infection of the kidney of Acanthopagrus australis (Pisces: Sparidae) with Sphaerospora sp. (Myxosporea), Prosoerhynchus sp. (Digenea), and cysts of unknown origin*. Diseases of Aquatic Organisms, 20(2):83–93, 1994.
- [434] Roubal, F.R.: *Observations on the eggs and fecundity of dactylogirid and diplectanid monogeneans from the Australian marina sparid fish Acanthopagrus australis*. Folia Parasitologica, 41:220–222, 1994.
- [435] Rousseeuw, P. J., I. Ruts y J. W. Tukey: *The American Statistician*. The bagplot: a bivariate boxplot, 53(4):382–387, 1999.
- [436] Rubec, L. A. y N. O. Dronen: *Revisión of the genus Dichlidophora krøyer, 1838 (Monogenea: Dichlidophoridae), with the proposal of Macrouridophora n. g.* Systematic Parasitology, 28:159–185, 1994.
- [437] Rutaisire, J.: *The reproductive biology and artificial breeding of ningu Labeo victorianus (Pisces: Cyprinidae)*. Tesis de Doctorado, Rhodes University, 2003.
- [438] Saad-Fares, A. y C. Maillard: *Trematodes of fish from Lebanese coasts. I. Pseudopycnadena fischthali n.g. n.sp. (Trematoda, Opistholebetidae), a parasite of Diplodus (Teleostei) from Lebanese coasts*. Ann Parasitol Hum Comp., 61(3):303–309, 1986.
- [439] Sadekarpawar, Shalaka y Pragna Parikh: *Gonadosomatic and Hepatosomatic Indices of Freshwater Fish Oreochromis mossambicus in Response to a Plant Nutrient*. World Journal of Zoology, 8(1):110–118, 2013.
- [440] Salazar-Vallejo, Sergio I.: *Revision of Piromis Kinberg, 1867 and Pycnoderma Grube, 1877 (Polychaeta: Flabelligeridae)*. Zootaxa, 2819:1–50, 2011.
- [441] Sall-Reina, E.: *Ulcerosis por Vibrio alginolyticus en Dorada Sparus aurata Linne*. En *Actas III Congreso Nacional de Acuicultura*, páginas 763–766, 1990.
- [442] San-Feliu, J. M., F. Muñoz, F. Amat, J. Ramos, J. Peña y A. Sanz: *Cultivo experimental de larvas de crustáceos y peces en tanques*. Informes técnicos del Instituto de Investigación Pesquera, 36, 1976.
- [443] Sanmartín, M. L., P. Quintero, R. Iglesias, M. T. Santamaría, J. Leiro y F. M. Ubeira: *Nemátodos parásitos en peces de las costas gallegas*. Ediciones Díaz de Santos, S. A., 1994.
- [444] Santos, C. P., K. Buchmann y D. Gibson: *Pseudorhabdosynocus spp. (Monogenea: Diplectanidae) from the gills of Epinephelus spp. in Brazilian waters*. Systematic Parasitology, 45:145–153, 2000.
- [445] Santos, C. P., J. T. Timi y D. I. Gibson: *Diplectanum squamatum n.sp. (Monogenea: Diplectanidae) from the gills of Cynoscion quaticupa (Sciaenidae) in South-west atlantic waters*. Systematic parasitology, 52:199–204, 2002.
- [446] Santos, Rodrigo N. dos, S. Amaido y E. J. G. Ferreira: *Patterns of energy allocation to reproduction in three Amazonian fish species*. Neotropical Ichthyology, 8(1):155–162, 2010.
- [447] Sartor, P. y S. De Ranieri: *Food and feeding habits of Lepidorhombus boscii (Pisces Scopthalmidae) in the southern Tuscan Archipelago, Thyrrenian sea*. Vie et Milieu, 46(1):57–64, 1996.
- [448] Schembri, P.J. y V. Jaccarini: *Some aspects of the Ecology of the Echiúran worm Bonellia viridis*. Marine Biology, 47:55–61, 1978.
- [449] Scholz, T., L. Euzet y F. Moravec: *Taxonomic status of Pelichinbothrium speciosum Monticelli, 1889 (Cestoda: Tetraphyllidae), a mysterious parasite of Alephisaurus ferros Lowe (Teleostei: Alepisauridae) and Prionace glauca (L.) (Euselachii: Carcharinidae)*. Systematic Parasitology, 41:1–8, 1998.

- [450] Schotte, M., B. F. Kensley y S. Shilling: *World list of Marine, Freshwater and Terrestrial Crustacea Isopoda*. HTTP://www.nmnh.si.edu/iz/isopod/, (2005 en adelante).
- [451] Scott, T. y A. Scott: *The British parasitic Copepoda*, volumen 95-96. Ray Society, 1913.
- [452] Sey, O., F. M. Nahhas, S. Uch y C. Vang: *Digenetic trematodes from marine fishes off the coast of Kuwait, Arabian Gulf: Fellodistomidae and some smaller families, new host and geographic records*. Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae, 49(3):179–200, 2003.
- [453] Sharples, A. D. y W. C. Ewans: *Taxonomy of the metazoan parasites of the snapper Pagrus auratus in New Zealand. 2 Endoparasites*. New Zealand Journal of Zoology, 22:163–174, 1995.
- [454] Sharples, A. D. y Ewans C. W.: *Occurrence and taxonomic status of the copepod Unicolax chrysohyenus Roubal, Armitage & Rohde, 1983 (Poecilostomatoida: Bomoelochidae) parasitic of the snapper Pagrus auratus (Bloch & Schneider, 1801)*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 27:215–218, 1993.
- [455] Sieg, J. y R. Winn: *Keys to suborders and families of*. Proc. Biol. Soc. Wash., 91(4):840–846, 1978.
- [456] Silva, M.E.R. y J.C. Eiras: *Occurrence of Anisakis sp. in fishes off the Portuguese West Coast and evaluation of its zoonotic potential*. Bull. Eur. Ass. Fish. Path., 1:13–17, 2003.
- [457] Silvy, N.J. (editor): *The Wildlife Techniques Manual Research*, volumen 1. The Johns Hopkins University Press. Baltimore, 7th edición, 2012.
- [458] Simboura, N., A. Nicolaidou y M. Thessalou-Legaki: *Polychaete communities of Greece, an ecological review*. Marine Ecology, 21(2):129–144, 2000.
- [459] Simboura, N. y A. Zenetos: *Benthic indicators to use in ecological quality classification of Mediterranean soft bottom marine ecosystems, including a new biotic index*. Mediterranean Marine Science, 3(2):77–111, 2002.
- [460] Šimková, A., L. Plaisance, I. Matějusková, S. Morand y O. Verneau: *Phylogenetic relationships of the Dactylogiridae Bychowsky, 1933 (Monogenea Dactylogiridae): The need for the systematic revision of the Ancyrocephalinae Bychowsky, 1937*. Systematic Parasitology, 54:1–11, 2003.
- [461] Sindermann, C. J.: *Principal diseases of Marine Fish and Shellfish*, volumen 1. Diseases of Marine Fish. Academic Press, Inc., 2ª edición, 1990.
- [462] Sitjá-Bobadilla, A. y P. Álvarez Pellitero: *Light and electron microscopic description of Ceratomyxa labracis n. sp. and redescription of C. diplodae (Myxosporea: Bivalvulida) from wild and cultured Mediterranean sea bass (Dicentrarchus labrax L.)(Teleostei: Serranidae)*. Systematic Parasitology, 26:215–223, 1993.
- [463] Sitjá-Bobadilla, A. Palenzuela, O. y P. Álvarez Pellitero: *Light microscopic description of Eimeria sparix sp. nov. and Goussia sparix sp. nov. (Protozoa: Apicomplexa) from Sparus aurata L. (Pisces: Teleostei)*. Parasitol. Res., 82:323–332, 1996.
- [464] Skalli, A.: *Estudio fisiológico y nutricional de una nueva especie de espárido para el cultivo intensivo: El dentón (Dentex dentex)*. Tesis de Doctorado, Universidad de Granada, 2001.
- [465] Smit, N. J. y J. G. Van As: *A new species Gnathia nku-lu sp. n. (Crustacea: Isopoda: Gnathiidae) from Southern Africa*. Folia Parasitologica, 47:235–240, 2000.
- [466] Smit, N. J., J. G. Van As y L. Basson: *Redescription of the female of Gnathia africana (Crustacea, Isopoda: Gnathiidae) from Southern Africa*. Folia Parasitologica, 49:67–72, 2002.
- [467] Smit, N. J. y L. Basson: *Gnathia pantherina sp. n. (Crustacea: Isopoda: Gnathiidae) a temporary ectoparasite of some elasmobranch species from southern Africa*. Folia Parasitologica, 49:137–151, 2002.
- [468] Smit, N. J., L. Basson y Van A: *Life cycle of the temporary fish parasite, Gnathia africana (Crustacea: Isopoda: Gnathiidae)*. Folia Parasitologica, 50:135–142, 2003.
- [469] Smit, N. J., L. Basson y J. G. Van As: *A redescription of the adult male of Caecognathia cryptopais (Barnard, 1925)(Crustacea: Isopoda: Gnathiidae) from southern Africa*. Folia Parasitologica, 47:61–66, 2000.
- [470] Smith, P.J.: *Spawning behaviour of snapper in captivity (Note)*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 20:513–515, 1986.
- [471] Spedicato, M. T., S. Greco, K. Sophronidis, G. Lembo, D. Giordano y Argyri A.: *Geographical distribution, abundance and some population characteristics of the species of the genus Pagellus (Osteichthyes: Perciformes) in different areas of the Mediterranean*. Scientia Marina, 66(2):65.82, 2002.
- [472] St. Mary, C. M.: *Novel sexual patterns in two simultaneously hermaphroditic gobies, Lythrypnus dalli and Lythrypnus zebra*. Copeia, 4:1062–1072, 1993.
- [473] St. Mary, C. M.: *Sex allocation in Lythrypnus (Gobiidae): variations on a hermaphroditic theme*. Environmental Biology of Fishes, 58:321–333, 2000.
- [474] Stahlschmidt-Allner, P. y R. Reinboth: *Gonadal development and social control of sex inversion in Amphitriton frenatus Brevoort*. En *Proceedings of the fourth international symposium of the reproductive physiology of fish. Univ. of East Anglia, Norwich U. K.*, página 208, 7-12 July 1991.
- [475] Suárez, C., P. Valdés, I. Abdel, F. Estéban, A. García-Alcázar y E. Abellán: *Localización de malformaciones de columna en juveniles de dentón Dentex dentex L*. En *Actas del IX Congreso Nacional de Acuicultura Cádiz, 12-16 mayo*, 2003.
- [476] Suárez-Morales, E., Il Hoi Kim y Benigno J. Escamilla: *On some caligids, (Copepoda: Caligidae) from plankton of a coastal lagoon*. Zoological Studies, 51(6):804–818, 2012.
- [477] Svavarsson, J.: *The deep water gnathiid Caecognathia bicolor (Hansen, 1916)(Crustacea, Isopoda, Gnathiidae) - Redescription and new data on its distribution*. Rit Fiskideildar, 16:171–185, 1999.
- [478] Takashima, F. y T. Hibiya (editores): *An atlas of fish histology: Normal and pathological features*. Tokio: Kodansha; Stuttgart, New York: Fisher, 2ª edición, 1995.



- [479] Tandler, A., T. Watanabe, S. Satoh y K. Fukusho: *The effect of food deprivation on the fatty acid and lipid profile of red seabream (Pagrus major) larvae*. British Journal of Nutrition, 62:349–361, 1989.
- [480] Tantalean, M., E. Morales y H. Escalante: *Una nueva especie y un nuevo registro de monogeneos parásitos en peces marinos del Perú*. Parasitología al día, 22:1–2, 1998.
- [481] Tarer, V., A. Marques y J. Ch. Raymond: *L'interaction hôte-parasite en aquaculture: cas du charax, Diplodus puntazzo (Pisces, Sparidae) infesté par Myxidium leei (Myxozoa)*. Bulletin de l'Institut National des Sciences et Technologies de la Mer (INSTM), 27:75–84, 2000.
- [482] Thatcher, V., Souza Concei  
btxfnamespacelong c ao y G. F. Jost: *Lironeca desteroensis sp. nov. (Isopoda, Cymothoidae) from the gills of a marine fish, Centenraulis edentulus Cuvier, of Santa Catalina Island, Brazil*. Revista Brasileira de Zoologia, 20(2):251–255, jun 2003.
- [483] Timi, J. T., G. T. Navone y N. H. Sardella: *Redescription of Ichthyofilaria argentinensis Incorvaia, 1999 (Nematoda: Pilometruidae) parasite of Merluccius hubbsi (Pisces: Merlucciidae) from Argentina*. Folia Parasitologica, 48:139–142, 2001.
- [484] Timi, J. T. y N. H. Sardella: *A new species of Dichelyne (Nematoda: Cucullanidae) parasitizing Acanthistius brasiliensis (Pisces: Serranidae) from Argentinean waters*. J. Parasitology, 88(3):573–576, 2002.
- [485] Tingbao, Y., D.C. Kritsky y P. Jun: *Polylabris lingaoensis n. sp. and Polylabris cf. mamaevi Ogawa et Egusa, 1980 (Monogenoidea: Microcotylidae) from perciform fishes in the Gulf of Tonkin, South China Ssea*. Folia Parasitologica, 54:27–33, 2007.
- [486] Todaro, F., A. Berdar, A. Cavaliere, G. Criseo y L. Pernice: *Gasophthalmus in black sea bream (Spondyliosoma cantharus) caused by Sarcinomyces crustaceus Lindner*. Mycopathologia, 81(2):95–97, 1983.
- [487] Tomiyama, T.: *Fisheries in Japan*, volumen 3: Sea Bream. The Japan Marine Products Photo Materials Association. Tokyo, 1974.
- [488] Törnquist, Nils: *Die nematodenfamilien Cucullanidae und Camallanidae. Nebst weiteren beiträgen zur kenntnis der anatomie und histologie der nematoden*. Elanders boktryckeri aktiebolag, Göteborg, 1931.
- [489] Torres, P., P. Andrade y R. Silva: *On a New species of Hysterothylacium (Nematoda: Anisakidae) from Cauque mauleanum (Pisces: Atherinidae) by brightfield and scanning electron microscopy*. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 93(6):745–752, 1998.
- [490] Torres, P. y M. S. Soto: *Hysterothylacium winteri sp. n. (Nematoda: Anisakidae), a parasite of Chilean rock cod, Eleginops maclovinus (Perciformes: Eleginopidae), from South Chile*. Folia Parasitologica, 51:55–60, 2004.
- [491] Tosunoglu, Z., O. Akyol, G. Metin, A. Tokac y S. Unsal: *The study on the population characteristics of three sparid species in the Gulbahce Bay*. Su Urun. Derg./J. Fish. Aquat. Sci, 14(1-2):127–143, 1997.
- [492] Tovar-Hernández, A. M., M. Licciano y A. Giangrande: *Revision of Chone Kroyer, 1856 (Polychaeta: Sabellidae) from the eastern central Atlantic and Mediterranean Sea with descriptions of two new species*. Scientia Marina, 71(2):315–338, 2007.
- [493] Tupper, M. H.: *A brief review of grouper reproductive biology and implications for management of the Gulf of Mexico Gag Grouper fisheries*. Informe técnico, Southeastern Fisheries Association Inc., Tallahassee, Florida, July 1999.
- [494] Tyler, C. R. y J.P. Sumpter: *Oocyte growth and development in teleosts*. Reviews in Fish Biology and Fisheries, 6:287–318, 1996.
- [495] Verhaegen, Y., D. Adriaens, T. De Wolf, P. Dhert y P. Sorgeloos: *Deformities in larval gilthead sea bream (Sparus aurata): A qualitative and quantitative analysis using geometric morphometrics*. Aquaculture, 268:156–168, 2007.
- [496] Vicente, J. Julio, V. Magalhães Pinto y O. Aguilera: *On Dichelyne (Cucullanellus) elongatus (Törnquist, 1931) Petter, 1974: South American correlated species (Nematoda Cucullanidae) and some other helminths of Micropogonias furnieri (Desmarest, 1823) (Pisces: Sciaenidae)*. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 84(3):357–361, 1989.
- [497] Vlieg, P. y D. Body: *Lipid contents and fatty acid composition of some New Zealand freshwater finfish and marine finfish, shellfish, and roes*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 22:151–162, 1988.
- [498] Vlieg, P. y T. Murray: *Proximate composition of albacore tuna, Thunnus alalunga, from the temperate South Pacific and Tasman Sea*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, 22:491–496, 1988.
- [499] Švažas, S., N. Chukalova, G. Grishanov, Ž. Püttys, A. Sruoga, D. Butkauskas, L. Raudonikis y P. Prakas: *The role of great cormorant (Phalacrocorax carbo sinensis) for fish stock and dispersal of helminthes parasites in the Curonian Lagoon area*. Veterinarija and Zootechnika (Vet. Med. Zool.), 55(77):79–85, 2011.
- [500] Žd'árská, Z. y J. Nebesařová: *Bacillary band ultrastructure of the fish parasite Capillaria pterophylli (Nematoda: Capillariidae)*. Folia Parasitologica, 47:45–48, 2000.
- [501] Županović, S. y L. Rijavec: *Biology and population dynamics of Pagellus erythrinus (L.) in the middle Adriatic*. Acta Adriatica, 21(2):203–226, 1980.
- [502] Wassef, E.A.: *Growth rate of Gilthead Bream Sparus aurata L.* J. K. A .U. Mar. Sci., 1:55–65, 1990.
- [503] West, G.A.: *Eleven new Colobomatius species (Copepoda: Philichthyidae) from marine fishes*. Systematic Parasitology, 23:81–133, 1992.
- [504] Wierzbicka, J. y E. Sobecka: *Hysterothylacium incurvum (Rudolphi, 1819) Nematoda: Anisakidae) - a parasite of swordfish (Xiphias gladius L.)*. Bulletin of the Sea Fisheries Institute, 1(158), 2003.
- [505] Williams, E. H. Jr. y L. Bunkley-Williams: *Parasites of offshore big game fishes of Puerto Rico and the western Atlantic. Puerto Rico*. Puerto Rico Department of Natural and Environmental Resources, San Juan, PR and the University of Puerto Rico, Mayaguez, 1996. 382 p., 320 drawings.

- [506] Wilson, C.B.: *North American parasitic copepods belonging to the family Caligidae*. Proceedings of the United States National Museum, Part 1. The Caliginae(28):479–672, 1905.
- [507] Witkoski, A., J. Büchuta, B. Kokurewicz y M. Kowalewski: *Changes of gonadosomatic index (GSI) and egg diameter in the grayling Thymallus thymallus (L.) in annual cycle*. Acta Biologica et Piscatoria, XIX(2), 1989.
- [508] Wolf, P. y U. Bielefeld: *aplpack: Another Plot PACKage: stem.leaf, bagplot, faces, spin3R, plotsummary, plothulls, and some slider functions*, 2013. R package version 1.2.9.
- [509] Woo, P. T. K. (editor): *Fish Diseases and Disorders*, volumen I. Protozoan and Metazoan Infections. CABI Publishing, 1995.
- [510] Woo, P. T. K., D. W. Bruno y L. H. S. Lim (editores): *Diseases and disorders of finfish in cage culture*. CABI, publishing, 2002.
- [511] Wu, S., F. Moravec, G. Wang y Pin Nie: *First description of the male and redescription of the female of Philometra clavaiceps Dogiel and Akmerov, 1959 (Nematoda: Philometridae), a parasite of East Asian Cyprinid fish*. Journal of Parasitology, 92(2):380–384, 2006.
- [512] Wu, X.Y., X.Q. Zhu y M.Q. Xie: *Description of Pseudorhabdosynodus seabassi sp. n. (Monogenea Diplectanidae) from Lates calcarifer and revision of the phylogenetic position of Diplectanum grouperi (Monogenea: Diplectanidae) based on rDNA sequence data*. Folia Parasitologica, 52:231–240, 2005.
- [513] Wyngaarden, J. B. y Ll. H. Smith: *Tratado de medicina interna de Cecíl*. Interamericana, decimosexta edición, 1985.
- [514] Xu, K., W. Song y A. Warren: *Trichodinid ectoparasites (Ciliophora: Peritrichida) from the gills of cultured marine fishes in China, with the description of Trichodinella lomi n. sp.* Systematic Parasitology, 42:219–227, 1999.
- [515] Xu, K., W. Song, A. Warren y J. K. Choi: *Trichodinid ectoparasites (Ciliophora: Peritrichida) of some marine fishes from coastal regions of the Yellow Sea and Bohai Sea*. Systematic Parasitology, 50:69–79, 2001.
- [516] Yamaguti, S.: *Parasitic Copepoda and Branchiura of Fishes*. International Books and Periodicals Supply Service. New Delhi, indian reprint edición, 1985.
- [517] Yamaguti, S.: *Systema Helminthum*, volumen IV Monogenea & Aspidogastrea. International Books and Periodicals Supply Service. New Delhi, indian reprint edición, 1985.
- [518] Yamaguti, S.: *Systema Helminthum*, volumen I The Digenetic Trematodes of Vertebrates. Part I. International Books and Periodicals Supply service, New Delhi, reprint edition edición, 1985.
- [519] Yamaguti, S.: *Systema helminthum*, volumen III The nematodes of vertebrates. International Books and Periodicals Supply Service. New Delhi, indian reprint edición, 1985.
- [520] Yamaguti, S.: *Systema Helminthum*, volumen V Acanthocephala. International Books and Periodicals Supply Service. New Delhi, indian reprint edición, 1985.
- [521] Yamamoto, T.: *Fish physiology*, volumen III. Reproduction and Growth, Bioluminescence, pigments and poisons, capítulo Sex differentiation, páginas 117–222. Academic Press, 1969.
- [522] Yoneda, M., M. Tokimura, H. Fujita, Takeshita N, K. Takeshita, M. Matsuyana y S. Matsuura: *Reproductive cycle, fecundity, and seasonal distribution of the anglerfish (Lophius litulon) in the East china and yellow seas*. Fishery bulletin, 99:356–370, 2001.
- [523] Yueh, W.S. y C.F. Chang: *Morphological changes and competence of maturing oocytes in the protandrous Black Porgy, Acanthopagrus schlegeli*. Zoological Studies, 39(2):114–122, 2000.
- [524] Zariquiey Álvarez, R.: *Crustáceos decápodos ibéricos*. Investigación Pesquera, 32:510 pp., 1968.

---

# Índice alfabético

---

- Abra alba*, 92  
*Acanthopagrus schlegelii*, 11, 115, 154, 155  
    Inversión sexual, 161  
    Virus, 155  
Acuicultura  
    Continental, 4  
    Definición, 3  
    España, 10  
    Marina, 4  
    Producción mundial, 7  
*Alella pagelli*, 132  
*Allopodocotyle jaffensis*, 109  
*Alpheus glaber*, 80, 84, 89, 164  
*Amphiura*  
    *chiajei*, 85, 89  
    *filiformis*, 85, 89, 92  
*Anchorella pagelli*, 132  
*Anilocra physodes*, 138  
*Apterichthys anguiformis*, 92  
*Argyrops spinifer*  
    Parásitos, 104  
    Tipo de larva, 61  
*Argyrosomus regius*, 10  
  
*Bomolochus oblongus*, 133  
*Boops boops*, 22, 153, 165  
Boopsoidea inornata, 13  
*Brachiella exigua*, 131  
*Brachionus rotundiformis*, 59  
*Brissus unicolor*, 92  
  
*Cainocreadium*, 111  
*Caligus*  
    *C. affinis*, 127  
    *C. diafanus*, 127, 143  
    *C. pagelli*, 130  
  
*Callista chione*, 92  
Capillariinae, 122  
*Cepola macrophtalma*, 89  
*Cerastoderma edule*, 89  
*Ceratomyxa*, 152  
    *C. diplodae*, 153  
    *C. herouardi*, 153  
    *C. labracis*, 153  
    *C. shasta*, 153  
*Ceratothoa*, 139  
*Choricotyle*  
    *C. chrysophryi*, 107, 143  
    *C. pagelli*, 109  
*Chrysophrys*  
    *C. auratus*, 11  
    *C. guttulatus*, 11  
    *C. major*, 11  
*Clavellotis*  
    *C. fallax*, 132  
    *C. pagri*, 132  
    *C. sargi*, 132  
    *C. strumosa*, 131, 143  
*Colobomatus*  
    *C. pagelli*, 136  
    *C. sieboldii*, 136  
*Contracaecum*, 120, 121  
*Corbula gibba*, 83  
*Cryptocaryon irritans*, 149  
*Cucullanus*, 118  
Cuerpos marrones, 32  
*Cyclocotyla chrysophryi*, 109  
  
*Dentex*  
    *D. cuninghamii*, 12  
    *D. dentex*, 14, 23, 32, 38  
    Tipo de larva, 54

*D. gibbosus*, 14  
 Tipo de larva, 54, 61  
*Derogenes*, 112  
 Diandria, 34  
*Dicentrarchus labrax*, 9  
 Enzimas, 163  
 Parásitos, 126, 153, 164  
 Producción, 8  
 Virus, 154, 155  
*Dichelyne minutus*, 115, 143  
*Diclidophora chrysophryi*, 109  
 Dieta  
 Especies ausentes, 91  
 Espectro alimentario, 79  
 Estacionalidad, 83  
 Presas dominantes, 79  
*Diplodus*  
*D. annularis*, 22  
 Cariotipo, 12  
 Parásitos, 104  
*D. puntazzo*, 22, 132  
 Lípidos, 41  
*D. sargus*, 21, 23  
 Espermatogénesis, 32  
 Esplenomegalia, 156  
*Evyinnis japonica*  
 Virus, 155  
*Furnestinia echeensis*, 104  
*Gari fervensis*, 92  
*Gnathia vorax*, 136  
*Goneplax*  
*G. angulata*, 80  
*G. barnardi*, 80  
*G. clevai*, 80  
*G. rhomboides*, 80, 89, 164  
*G. sigsbei*, 80  
 Granulocitos, 32  
 Granulomas viscerales, 156  
 Grasa perivisceral, 39  
*Hemiurus*, 113  
 Hermafroditismo  
 inicio de la masculinización, 25  
 tipos de, 22  
*Holorchis micracanthum*, 112  
*Hyalinoecia tubicola*, 85  
*Hysterothylacium fabri*, 118

Índice

Bazosomático, 156, 157  
 de Condición Corporal, 48, 66, 68  
 de eficacia de crecimiento ( $\Phi$ ), 49, 63, 163  
 de Shannon-Weiner, 77, 79  
 de Simpson, 77, 79  
 Gonadosomático, 24  
 Hepatosomático, 24, 157  
*Lamellodiscus erythrini*, 102, 141  
*Lecithochirium*, 113  
*Leptosynapta inhaerens*, 85, 92  
*Lernaeolophus sultanus*, 126, 143  
*Lesueurigobius sueurii*, 92  
*Liocarcinus*, 83  
*Lithognathus mormyrus*, 32, 126  
 Cariotipo, 12  
*Lumbrineris latreilli*, 89, 92  
*Macvicaria crassigula*, 109  
*Microcotyle erythrini*, 141  
*Microcotyle erythrini*, 105  
*Nannochloropsis gaditana*, 59  
*Naricolax chrysophryenus*, 133  
*Neobrachiella exigua*, 131  
*Neoleanira tetragona*, 92  
*Laetmonice hystrix*, 92  
*Nereis fucata*, 91, 92  
*Nerocila*, 139  
*Nucula*  
*N. nucleus*, 83, 92  
*N. sulcata*, 92  
*Oblada melanura*, 22, 112  
 Oogénesis, 27  
*Ophiura affinis*, 92  
*Pachycreadium*  
*P. carnosum*, 109  
*P. gastrocotylum*, 111  
*Pagellus*  
*P. acarne*, 12  
 Cariotipo, 12  
*P. affinis*, 12  
*P. bellotti bellotti*, 12  
*P. bellotti natalensis*, 12  
 Tipo de larva, 61  
*P. bellotti*, 12  
*P. bogaraveo*, 10, 12  
*P. calamus*, 13

- P. canariensis*, 13
- P. caninus*, 13
- P. cantabricus*, 13
- P. centrodontus*, 13
- P. coupei*, 13
- P. erythrinus*
  - Batimetría, 15
  - Cariotipo, 12
  - Desarrollo embrionario, 53
  - Desarrollo larvario, 54
  - Fecundidad, 49
  - Huevo, 53
  - Inflación de vejiga, 61
  - Metamorfosis, 60
  - Talla al nacer, 54
  - Tipo de larva, 61
- P. goreensis*, 13
- P. humilis*, 13
- P. lithognathus*, 13
- P. mormyrus*, 13
- P. natalensis*, 13
- P. orbitarius*, 13
- P. penna*, 13
- sinónimos, 12
- Pagrosomus unicolor*, 11
- Pagrus*
  - P. acarne*, 12, 13
  - P. auratus*, 11, 154
    - Desove, 45
    - Lípidos, 41
    - Músculo, 39, 41
    - Parásitos, 99, 104, 111, 133, 148
    - Tipo de larva, 61
    - Virus, 155
  - P. caeruleostictus*, 49
  - P. major*, 11
- Parabrachiella exigua*, 131, 134, 143
- Peniculus fistula*, 124, 143
- Phaxas pellucidus*, 92
- Pherusa monilifera*, 85
- Philometra filiformis*, 121
- Podocotyle*, 109
- Porcentaje de Lípidos musculares, 42
- Porcentaje de Proteínas musculares, 42
- Processa*, 83, 164
- Protolamellodiscus raibauti*, 104
- Psetta maxima*, 9
  - Producción, 8
- Pseudopycnadena*, 109
- Pycnadenoides senegalensis*, 109
- Rissoides desmaresti*, 83
- Seriola dumerili*, 126
- Seriola quinqueradiata*, 8, 155
- Sirpus zariquieyi*, 89
- Solea senegalensis*, 10
- Sparidicola lithognathi*, 131
- Sparus*
  - S. aurata*, 11, 158
    - Cariotipo, 12
    - Crecimiento, 163
    - Incubación, 53
    - Inflación de vejiga, 163
    - Parásitos, 99, 104, 109, 118, 120, 126, 136, 151, 153, 154
    - Producción, 8
    - Tipo de larva, 54
    - Virus, 154, 155, 158
  - S. auratus*, 9
  - S. axillaris*, 12
  - S. bogaraveo*, 12
  - S. caeruleostictus*, 14
  - S. centrodontus*, 12
  - S. erythrinus*, 12
  - S. macrocephalus*, 11
- Sternapsis scutata*, 85
- Sthenelais boa*, 89, 92
- Terebellides ströemi*, 83, 92
- Upogebia*
  - U. deltaura*, 79, 89
  - U. pusilla*, 79, 83, 89
  - U. tipica*, 79, 89