



UNIVERSIDADE DE SANTIAGO DE COMPOSTELA  
Facultade de Bioloxía  
Departamento de Zooloxía e Antropoloxía Física  
Laboratorio de Hidrobioloxía

**BIOLOGÍA Y ECOLOGÍA DEL BIVALVO INVASOR *CORBICULA FLUMINEA*  
(MÜLLER, 1774) (MOLLUSCA, BIVALVIA, VENEROIDEA) EN EL TRAMO  
INTERNACIONAL DEL RÍO MIÑO (GALICIA, ESPAÑA)**

Memoria que, para optar al Grado de  
Doctor en Biología, presenta

Sheila Rivas Rodríguez

Santiago de Compostela, 15 de mayo de 2013



FERNANDO COBO GRADÍN, DOCTOR EN BIOLOGÍA Y PROFESOR TITULAR DEL DEPARTAMENTO DE ZOOLOXÍA E ANTROPOLOXÍA FÍSICA DE LA UNIVERSIDADE DE SANTIAGO DE COMPOSTELA Y RUFINO VIEIRA LANERO, DOCTOR EN BIOLOGÍA Y JEFE DE LA ESTACIÓN DE HIDROBIOLOXÍA “ENCORO DO CON”,

CERTIFICAN:

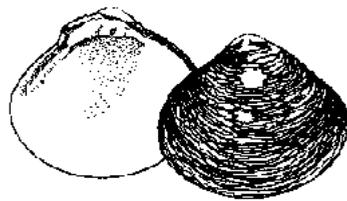
Que la presente memoria, titulada **“Biología y ecología del bivalvo invasor *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) (Mollusca, Bivalvia, Veneroidea) en el tramo internacional del río Miño (Galicia, España)”**, cuya autora es Dña. Sheila Rivas Rodríguez, alumna del programa de Tercer Ciclo *“Biodiversidade e conservación do medio natural”*, ha sido realizada bajo su dirección en este Departamento. Considerando que reúne las condiciones exigidas, autorizan su presentación ante el Consello de Departamento y la Comisión de Doutoramento.

Y para que así conste y surta los efectos oportunos, firman el presente certificado en Santiago de Compostela, a 15 de mayo de 2013.

Fdo. Fernando Cobo

Fdo. Rufino Vieira





*Abuelo Pepito, va por ti...*



*También quiero hacer una mención especial  
a Fer  
Te quiero*





## **AGRADECIMIENTOS**

Son muchas las personas a las que tengo que dedicarle unas palabras de agradecimiento, pues sino fuera por su generosa colaboración, esta tesis seguiría siendo una ilusión, y hoy puedo gritar a los cuatro vientos que ya es una **Realidad**.

Debo de destacar ante todo a dos grandes Doctores, y sobre todo dos **Grandes personas**, que sin duda fueron imprescindibles para que esta obra saliera a flote a pesar de todas las dificultades que fueron apareciendo, “que no fueron pocas”. En primer lugar le doy gracias de corazón a mi director, el Dr. Fernando Cobo, no sólo por darme la oportunidad de trabajar en el campo de la Hidrobiología, mundo que desconocía y que en la actualidad constituye mi “visión”, sino también por poner a nuestro alcance todos sus conocimientos y hacer de nosotros unos buenos investigadores. Y en segundo lugar a mi codirector, el Dr. Rufino Vieira, a quien de manera **muy especial**, quiero agradecerle su inestimable ayuda, sin la cual esta tesis no habría llegado a su fin. Muchísimas gracias por trabajar conmigo codo con codo con un único objetivo: traer a la vida este proyecto tan importante para mi, y por ser mi amigo desde el principio a pesar de los malos momentos que te hice pasar cuando creía que no podría conseguirlo. Debo de agradecerles también todas las correcciones, consejos, y orientaciones puestas a mi alcance para lograr esta meta, gracias por dedicarme ese tiempo del que no disponéis. Por todo ello, siempre les tendré admiración y respeto, porque gracias a su apoyo, consejos y conocimientos fui capaz de alcanzar una de mis metas, hecho que constituye la herencia más valiosa que puedo recibir.

En tercer lugar, y no menos importante, están todos mis compañeros del equipo de investigación de la Estación de

Hidrobioloxía “Encoro do Con”. Gracias Carlos Morquecho, Chimpi Cobo, David Nachón, Dr. Javier Sánchez, Lorena Lago, Maite Couto, Dra, María José Servia, Pablo Gómez, Sandra Barca y Sergio Silva por vuestra colaboración y amistad, y por compartir “risas” en los momentos de ocio.

A la Comandancia Naval del Miño quiero darle las gracias por su disponibilidad y ayuda en todo momento, esenciales durante el período de muestreo.

No me puedo olvidar de mi familia, en especial de mi abuelo Pepito, a quien va dedicada esta tesis. Abuelo, sé que en todo momento has estado conmigo, riéndonos en los momentos más alegres y dándome las fuerzas necesarias para continuar hasta el final en los momentos más difíciles, en los cuales incluso he pensado en tirar la toalla. Hoy ya puedo decirte que **lo hemos logrado abuelo**, y sé que estás tan feliz como yo por haberlo conseguido (incluso un poquito más jejejeje...:)).

También debo de darles las gracias a mis padres por confiar y creer en mí, por padecer mis preocupaciones, y por recargarme de ánimo y energía siempre que fue necesario. **Os quiero mucho**.

Y como no **a Fer**, esa persona que forma parte de mi vida y de mi historia. Gracias por soportarme en los momentos de “bajón” y evadirme de las preocupaciones que me fueron surgiendo durante el camino. “Me gustaría agradeceréte de todo corazón, pero para ti, mi amor, mi corazón no tiene fin”.

Debo incluir en estas palabras tan especiales a todos mis amigos, a los de la infancia, de la facultad y a todos esos que se fueron metiendo poquito a poco en mi corazón, por todas esas risas y cañas compartidas y por esas palabras de ánimo que, hoy por hoy, son impagables. Quiero mencionar especialmente en este apartado a

mi gran amiga Gema porque ella ha compartido conmigo todo este proceso, y sabe mejor que nadie lo que cuesta hacer una tesis doctoral. **Gracias Gemuchiii.**

A todas aquellas personas que en algún momento de la realización de esta tesis aportaron ideas, consejos o me echaron una mano.

Muchísimas gracias.







**ÍNDICE**



# ÍNDICE

<b>INTRODUCCIÓN Y OBJETIVOS .....</b>	<b>1</b>
INTRODUCCIÓN .....	3
OBJETIVOS DEL ESTUDIO .....	8
<b>CAPÍTULO 1. HISTORIA DE LA INVASIÓN DE CORBICULA</b>	
<b>SPP. EN EL MUNDO .....</b>	<b>11</b>
1.1. SÍNTESIS DE LA EXPANSIÓN DE <i>C. FLUMINEA</i> A NIVEL MUNDIAL... 14	
1.1.1. Norteamérica .....	14
1.1.2. Sudamérica y Centroamérica .....	16
1.1.3. Europa .....	17
1.1.4. Península Ibérica .....	19
1.1.5. Cuenca del río Miño .....	22
1.2. IMPACTOS DERIVADOS DE LA EXPANSIÓN DE <i>CORBICULA</i>	
<i>FLUMINEA</i> Y MÉTODOS DE CONTROL DE LA ESPECIE .....	23
1.2.1. Impactos .....	23
1.2.2. Métodos de control .....	25
<b>CAPÍTULO 2. CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS DE LA</b>	
<b>ESPECIE ESTUDIADA .....</b>	<b>27</b>
2.1. MORFOLOGÍA Y ANATOMÍA .....	29
2.2. BIOLOGÍA Y ECOLOGÍA .....	35
2.2.1. Hábitat y modo de vida .....	35
2.2.2. Relación con los factores fisicoquímicos .....	36
2.2.3. Alimentación .....	38
2.2.4. Dispersión .....	39
2.2.5. Reproducción .....	39
2.2.5.1 Ciclos reproductores .....	39
2.2.5.2. Diferenciación gonadal y maduración sexual .....	45

2.2.5.3. Fecundación .....	47
2.2.5.4. Incubación y desarrollo larvario .....	48
2.2.6. <i>Crecimiento y dinámica poblacional</i> .....	52
2.2.6.1. Ciclo vital .....	52
2.2.6.2. Duración del ciclo vital .....	54
2.2.6.3. Crecimiento .....	55
2.2.6.4. Tamaño de los individuos .....	56
2.2.6.5. Densidades y biomásas poblacionales .....	56
2.2.7. <i>Condición metabólica</i> .....	57
2.2.7.1. Biomarcadores moleculares o indicadores metabólicos de reserva energética .....	58
2.2.7.1.1. <u>Las proteínas como biomarcador</u> .....	58
2.2.7.1.2. <u>El glucógeno como biomarcador</u> .....	61
2.2.7.1.3. <u>La relación ARN/ADN como biomarcador</u> .....	65
<b>CAPÍTULO 3. ESTACIONES DE MUESTREO .....</b>	<b>69</b>
3.1. <i>ÁREA DE ESTUDIO</i> .....	71
3.2. <i>ELECCIÓN DE LAS ESTACIONES DE MUESTREO</i> .....	72
3.2.1. <i>Páramos</i> .....	72
3.2.2. <i>Camping</i> .....	74
3.2.3. <i>La Lenta</i> .....	76
3.2.4. <i>La Bohega</i> .....	78
3.2.5. <i>Tamuxe</i> .....	81
<b>CAPÍTULO 4. MATERIAL Y MÉTODOS .....</b>	<b>83</b>
4.1. <i>MATERIAL ESTUDIADO Y TÉCNICAS DE MUESTREO</i> .....	85
4.1.1. <i>Calidad fisicoquímica del agua. Metodología general</i> .....	86
4.1.1.1. Determinación del pH .....	87
4.1.1.2. Determinación de la temperatura .....	88
4.1.1.3. Determinación del oxígeno disuelto .....	88
4.1.1.4. Determinación de la tasa de saturación de oxígeno .....	88
4.1.1.5. Determinación de la conductividad eléctrica .....	89
4.1.1.6. Determinación de la salinidad .....	90
4.1.1.7. Determinación de la turbidez .....	90

4.1.1.8. Determinación de los compuestos nitrogenados.....	90
4.1.1.9. Determinación de los sólidos en suspensión.....	92
4.1.1.10. Determinación del fósforo.....	93
4.1.1.11. Determinación de la dureza, del calcio y del magnesio..	93
4.1.1.12. Determinación de la clorofila “a”.....	94
4.1.1.13. Determinación de los sulfatos .....	94
4.1.1.14. Determinación de los cloruros .....	95
<b>4.1.2. Estudio granulométrico y contenido orgánico .....</b>	<b>96</b>
4.1.2.1. Análisis granulométrico .....	97
4.1.2.2. Determinación del contenido en materia orgánica .....	98
<b>4.2. CONSERVACIÓN Y PREPARACIÓN DEL MATERIAL BIOLÓGICO .....</b>	<b>98</b>
<b>4.2.1. Condición metabólica .....</b>	<b>101</b>
4.2.1.1. Método para la extracción y cuantificación del glucógeno.....	101
4.2.1.1.1. <u>Fundamento</u> .....	101
4.2.1.1.2. <u>Precauciones</u> .....	102
4.2.1.1.3. <u>Análisis de las muestras</u> .....	103
4.2.1.1.3.1. Lisis celular y extracción del glucógeno.....	103
4.2.1.1.3.2. Cuantificación.....	103
4.2.1.2. Método para la extracción y cuantificación de las proteínas.....	104
4.2.1.2.1. <u>Fundamento</u> .....	104
4.2.1.2.2. <u>Precauciones</u> .....	106
4.2.1.2.3. <u>Análisis de las muestras</u> .....	106
4.2.1.2.3.1. Lisis celular y extracción proteica .....	106
4.2.1.2.3.2. Cuantificación.....	106
4.2.1.3. Método para la extracción y cuantificación de la relación ARN/ADN .....	107
4.2.1.3.1. <u>Fundamento</u> .....	108
4.2.1.3.2. <u>Precauciones</u> .....	109
4.2.1.3.3. <u>Análisis de las muestras</u> .....	110
4.2.1.3.3.1. Preparación de las muestras .....	110
4.2.1.3.3.2. Extracción del ARN.....	111
4.2.1.3.3.3. Extracción del ADN.....	113
<b>4.3. TRATAMIENTO ESTADÍSTICO .....</b>	<b>115</b>

<b>CAPÍTULO 5. RESULTADOS .....</b>	<b>123</b>
5.1. ESTUDIO COMPARATIVO DE LOS PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS DE LAS ESTACIONES DE MUESTREO .....	125
5.1.1. <i>Estudio granulométrico</i> .....	131
5.1.2. <i>Materia orgánica en el sedimento</i> .....	136
5.1.3. <i>Caracterización abiótica de las estaciones de muestreo</i> ....	137
5.2. ESTUDIO BIOLÓGICO .....	139
5.2.1. <i>Parámetros morfológicos</i> .....	139
5.2.2. <i>Relación entre la longitud, el peso húmedo y el peso seco</i> 160	
5.2.3. <i>Densidad y biomasa</i> .....	165
5.2.4. <i>Relación entre los parámetros biológicos y los factores abióticos</i> .....	180
5.2.5. <i>Índice de condición</i> .....	184
5.2.6. <i>Gravidez</i> .....	187
5.2.7. <i>Reclutamiento</i> .....	188
5.2.8. <i>Distribución de las clases de talla</i> .....	189
5.2.9. <i>Crecimiento</i> .....	194
5.2.9.1. <i>Determinación de las cohortes y del crecimiento</i> .....	194
5.2.9.2. <i>Estimación de los parámetros de la ecuación de crecimiento estacional de von Bertalanffy</i> .....	199
5.2.9.3. <i>Efectos del gradiente de salinidad en el crecimiento de C. fluminea</i> .....	200
5.2.9.3.1. <u>Páramos (Muy baja salinidad)</u> .....	201
5.2.9.3.2. <u>Camping (Baja salinidad)</u> .....	205
5.2.9.3.3. <u>La Bohega (Alta salinidad)</u> .....	208
5.2.10. <i>Condición metabólica</i> .....	214
5.2.10.1. <i>Niveles de fondo de los indicadores metabólicos</i> .....	214
5.2.10.2. <i>Variaciones ontogénicas de los indicadores metabólicos</i> .....	219
<b>DISCUSIÓN .....</b>	<b>235</b>
<b>CONCLUSIONES .....</b>	<b>265</b>

<b>BIBLIOGRAFÍA .....</b>	<b>271</b>
<b>ANEXOS .....</b>	<b>329</b>







## **INTRODUCCIÓN Y OBJETIVOS**



## INTRODUCCIÓN

En 1958 el ecólogo británico C. S. ELTON (1958) requería la atención de la comunidad científica sobre los efectos nocivos de las especies exóticas; desde entonces éste se convirtió en un problema medioambiental crítico, y actualmente está considerado como una de las cinco principales causas de la pérdida de biodiversidad a nivel mundial. La introducción y posterior dispersión de especies invasoras puede producir impactos ecológicos, genéticos, económicos y sociales considerables (CARLTON & GELLER, 1993; LODGE, 1993; COHEN & CARLTON, 1998; KOLAR & LODGE, 2001; GROSHOLZ, 2002; RICHARDSON & PYSEK, 2007). Estas especies pueden actuar como vectores de enfermedades, modificar el ecosistema, reducir la biodiversidad y causar grandes pérdidas económicas (VITOUSEK *et al.*, 1996; MACK *et al.*, 2000; PIMENTEL *et al.*, 2000).

Según ALLENDORF & LUNDQUIST (2003), existen dos pasos fundamentales en la evolución de las poblaciones invasoras dentro de los nuevos hábitats. El primer paso es la introducción, colonización y establecimiento de la especie en el nuevo hábitat. El segundo consiste en el reemplazamiento de las especies nativas por parte de la especie introducida. Entre estos dos pasos surge una fase, con frecuencia denominada “de naturalización”, en la que la especie invasora persiste, pero con densidades bajas o incluso indetectables, en una zona determinada y por un período de tiempo variable para, posteriormente, iniciar una fase de crecimiento exponencial donde la población invade rápidamente el nuevo hábitat (SHIGESADA & KAWASAKI, 1997; CROOKS & SOULÉ, 1999; CROOKS, 2005). Esta fase de naturalización puede tener una duración de meses, años o incluso décadas (SAKAI *et al.*, 2001).

En lo que respecta a las invasiones biológicas en medios acuáticos, la comunidad científica lleva realizando estudios exhaustivos desde hace

medio siglo, pero desde los años 90 se le prestó especial atención debido al gran impacto que producen en los ecosistemas y a las grandes pérdidas económicas que causan. Se comprobó que en algunas ocasiones, las especies invasoras inducen importantes alteraciones en las comunidades nativas de los medios acuáticos, representando una fuerte amenaza para la biodiversidad local (LODGE, 1993; VITOUSEK *et al.*, 1996; KOLAR & LODGE, 2001; SOUSA *et al.*, 2007a, 2008e). Por otro lado, y a pesar de que la distribución geográfica de las especies no es completamente estática en el tiempo, las actividades humanas aumentaron la escala de estos cambios (RICCIARDI & MACISAAC, 2000; SOUSA *et al.*, 2008e); así, muchas actividades humanas, como la acuicultura, las actividades recreativas y el transporte promueven la dispersión intencionada o accidental de las especies acuáticas al hacer que superen sus barreras geográficas naturales (CARLTON & GELLER, 1993; COHEN & CARLTON, 1998; GROSHOLZ, 2002; SOUSA *et al.*, 2008e).

Fuera de su área de distribución natural, *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) está considerada como una especie exótica invasora a nivel mundial. Presenta la capacidad de colonizar nuevos ambientes gracias a su rápido crecimiento, a su temprana madurez sexual, a su corto período de vida, a su alta fecundidad y a su asociación con las actividades humanas. Estas características explican parcialmente su notable colonización mundial en las últimas décadas (ARAUJO *et al.*, 1993; CATALDO & BOLTOVSKOY, 1999; McMAHON, 2000, 2002; DARRIGRAN, 2002; SOUSA *et al.*, 2008e). La introducción de esta especie exótica es una importante amenaza para la biodiversidad nativa y el funcionamiento del ecosistema acuático, con posibles repercusiones en las redes tróficas y en los ciclos biogeoquímicos del ecosistema. Se sabe que la invasión de esta especie produjo impactos negativos en la abundancia de los bivalvos autóctonos y en la diversidad de los ecosistemas dulceacuícolas norteamericanos y europeos (ARAUJO *et al.*, 1993; WILLIAMS *et al.*, 1993; STRAYER, 1999; SOUSA *et al.*, 2008e). Además, tras la invasión de *C. fluminea*, también se pueden esperar graves problemas

de *biofouling* que repercuten en la economía (PHELPS, 1994; PIMENTEL *et al.*, 2000; DARRIGRAN, 2002; SOUSA *et al.*, 2008e).

El género *Corbicula* pertenece a la clase Bivalvia, subclase Heterodonta, orden Veneroida, superfamilia Corbiculoidea y familia *Corbiculidae* (VAUGHT, 1989).

MÜLLER describió en 1774 tres especies del género *Tellina* Linnaeus, 1758: *T. fluminea*, *T. fluviatilis* (ambas con localidad tipo en Cantón, China) y *T. fluminalis* (localidad tipo: río Éufrates, Irak) que, con el paso de los años y las sucesivas revisiones, acabaron formando parte del género *Corbicula* (Mergel Von Mühlfeld, 1811).

La taxonomía del género *Corbicula* todavía está siendo revisada y existe una extensa bibliografía sobre el tema que engloba desde trabajos en los que se diferencian las especies en base a caracteres puramente morfológicos hasta otros en los que se discuten las relaciones taxonómicas a nivel genético (KOMARU & KONISHI, 1999; RAJAGOPAL *et al.*, 2000; RENARD *et al.*, 2000; SIRIPATRAWAN *et al.*, 2000; QIU *et al.*, 2001; PARK *et al.*, 2002; PFENNINGER *et al.*, 2002; PARK & KIM, 2003; LEE *et al.*, 2005). En este estudio se considera que la especie presente en el río Miño es *C. fluminea*, pues así se desprende de nuestras observaciones y de las del resto de investigadores que estudiaron las poblaciones del río Miño desde que ARAUJO *et al.* (1993) realizaran una revisión taxonómica de la especie basándose en su morfología y anatomía, y en la observación de los juveniles incubados en las hemibranquias internas (característica reproductora que la diferencia básicamente de la especie *C. fluminalis*) concluyendo que las poblaciones encontradas en el Miño pertenecen a la especie *C. fluminea*. A esta misma conclusión llegaron recientemente SOUSA *et al.* (2007b) tras realizar la secuenciación del gen de la citocromo oxidasa I mitocondrial (mtCOI) en individuos de los ríos Miño y Lima.

De acuerdo con la información existente (ARAUJO *et al.*, 1993), las primeras citas de esta especie en el estuario del río Miño datan del año 1989; desde entonces y hasta la actualidad, se convirtió en la especie bentónica dominante en términos de abundancia y biomasa en el estuario de este río, constituyendo más del 90 % de la biomasa del macrobentos (SOUSA *et al.*, 2005; SOUSA *et al.*, 2008e; ILARRI *et al.*, 2011).

Las zonas de transición entre los ecosistemas dulceacuícolas y los ecosistemas de estuario son fronteras ecológicas extremadamente importantes para los procesos biológicos y ambientales puesto que presentan una elevada diversidad biológica y constituyen áreas clave para las interacciones químicas y biológicas (SCHIEMER & ZALEWSKI, 1992; ATTRILL *et al.*, 1996; RUNDLE *et al.*, 1998; ATTRILL & RUNDLE, 2002; SOUSA *et al.*, 2005). Estas áreas de transición están sujetas con regularidad a varios problemas medioambientales como, por ejemplo, la construcción de presas, los procesos de eutrofización, la contaminación química, la degradación de la calidad del agua, la realización de dragados, la presencia de especies exóticas invasoras, etc. (YSEBAERT *et al.*, 1998, 2003; 2002; SOUSA *et al.*, 2005). A pesar de su gran importancia tanto ecológica como biológica, se le ha dedicado poca atención al estudio de estas zonas fronterizas. Una posible explicación es que los ecosistemas de estuario son estudiados normalmente por investigadores marinos, los cuales han investigado, sobre todo, las zonas medias y bajas de los estuarios conectados con el sistema marino adyacente. Además, la interacción entre los investigadores marinos y de agua dulce todavía es muy escasa, y esto conduce a una falta de información cruzada que contribuye a su vez a la falta de datos correspondientes a estas áreas de transición (ATTRILL *et al.*, 1996; RUNDLE *et al.*, 1998).

En los últimos años, algunos investigadores comenzaron a utilizar los biomarcadores moleculares, centrándose en los indicadores metabólicos de reserva energética, como herramienta de análisis de los efectos de distintos tipos de estrés, ya sea de tipo antrópico o natural, sobre los organismos, y

cómo influyen éstos en las poblaciones, comunidades y ecosistemas (ACOSTA & LODEIROS, 2003; HEILMAYER *et al.*, 2008). La respuesta de los organismos a cualquier tipo de estrés es más fácil de predecir que la respuesta de las poblaciones, comunidades o ecosistemas, ya que el estrés desestabiliza en primer lugar sus procesos fisiológicos y su desarrollo. Además, los organismos sufren variaciones fisiológicas importantes relacionadas con el sexo, el estatus reproductivo, la edad, la etapa del desarrollo, la dieta y la estacionalidad (MACKAY, 1977; HAMBURGER *et al.*, 1996; TIMMERMANN & BRIEGEL, 1999; VREDE *et al.*, 2002; CAVALETTO *et al.*, 2003; HYNE & MAHER, 2003; SERVIA *et al.*, 2006b; DUTRA *et al.*, 2007; SILVA-CASTIGLIONI *et al.*, 2007; VINAGRE *et al.*, 2007; DUTRA *et al.*, 2008; SCHLECHTRIEM *et al.*, 2008). Estos indicadores metabólicos, sobre todo los ácidos nucleicos y las proteínas, son utilizados también como índices del estado fisiológico de los organismos durante los diferentes períodos de crecimiento (BEHANAN & MATHEW, 2004) y como indicadores de su condición nutricional (CHÍCHARO & CHÍCHARO, 1995).

Por lo tanto, el gran éxito invasivo de *C. fluminea* en los ecosistemas americanos y europeos, y el daño potencial que puede resultar de la colonización de un nuevo hábitat hacen que el control de las poblaciones de esta especie en los ecosistemas invadidos sea una cuestión prioritaria en varias regiones, incluyendo el estuario del río Miño. En este sentido, este estudio quiere contribuir a mejorar el conocimiento de las poblaciones de esta especie en el curso bajo del río Miño.

## OBJETIVOS DEL ESTUDIO

Los estudios de la dinámica poblacional de los bivalvos invasores permiten deducir el éxito en su establecimiento y supervivencia en el ecosistema. Además, el impacto que una especie exótica puede tener en un ecosistema está significativamente relacionado con su densidad y biomasa (PARKER *et al.*, 1999; RICCIARDI, 2003). Por eso, el conocimiento de la relación entre los factores abióticos y la abundancia o biomasa de las especies exóticas invasoras, ayudaría enormemente a la comunidad científica a prever que hábitats serían más afectados por dichas especies (MACISAAC *et al.*, 2000; PALMER & RICCIARDI, 2004; JONES & RICCIARDI, 2005; SOUSA *et al.*, 2008e).

Los Moluscos son uno de los grupos faunísticos más abundantes en los ecosistemas dulceacuícolas con efecto de marea, constituyendo la principal fuente de alimento para muchas especies de peces y aves. Son sensibles a la influencia de los seres humanos y son idóneos como organismos bioindicadores, tanto en ecosistemas de agua dulce como de estuario y marinos. Además, dentro de las redes tróficas de los estuarios, las distintas especies de Moluscos llevan a cabo importantes funciones ecológicas, siendo uno de los consumidores primarios más importantes, con capacidad para capturar grandes cantidades de materiales en suspensión mediante la filtración del agua y controlar así, las poblaciones de fitoplancton, la producción primaria, la claridad del agua, el ciclo de los nutrientes y la propia naturaleza de las redes tróficas (GERRITSEN *et al.*, 1994; NAKAMURA & KERCIKU, 2000; GANGNERY *et al.*, 2001; KOHATA *et al.*, 2003; SOUSA *et al.*, 2005).

Por otro lado, las tendencias actuales en el análisis y monitorización ambiental convergen en el estudio de las alteraciones a nivel de individuo, cuyo objetivo es predecir y prevenir consecuencias en niveles biológicos

superiores. En este punto entran en juego los biomarcadores moleculares, y dentro de éstos los indicadores metabólicos. En esta categoría se incluye la cuantificación de diferentes macromoléculas que constituyen los organismos y que, por diferentes motivos, dan una idea general del estado metabólico de los individuos (SERVIA *et al.*, 2006). Sin embargo, a pesar de la amplia utilización de los Moluscos en varios tipos de estudios ecológicos y toxicológicos, se le ha dedicado poca atención a su uso en programas de monitorización de los ecosistemas de transición dulceacuícola-estuarícos.

Es por todo esto que los principales objetivos de este estudio se centran en:

1. Contribuir al conocimiento de la evolución temporal y espacial de la densidad y biomasa de *C. fluminea* en el estuario del río Miño.
2. Investigar posibles relaciones entre los factores ambientales y la distribución espacial de esta especie invasora en el área objeto de estudio.
3. Aportar datos sobre su estructura y dinámica poblacional mediante la determinación de la edad de los organismos y la evolución del crecimiento de la especie.
4. Observar las variaciones de ciertos biomarcadores moleculares de reserva energética, como son los niveles de proteínas y de glucógeno, así como la relación ARN/ADN, en individuos de *C. fluminea* para evaluar su estado metabólico a lo largo de su crecimiento en el tramo internacional del río Miño.



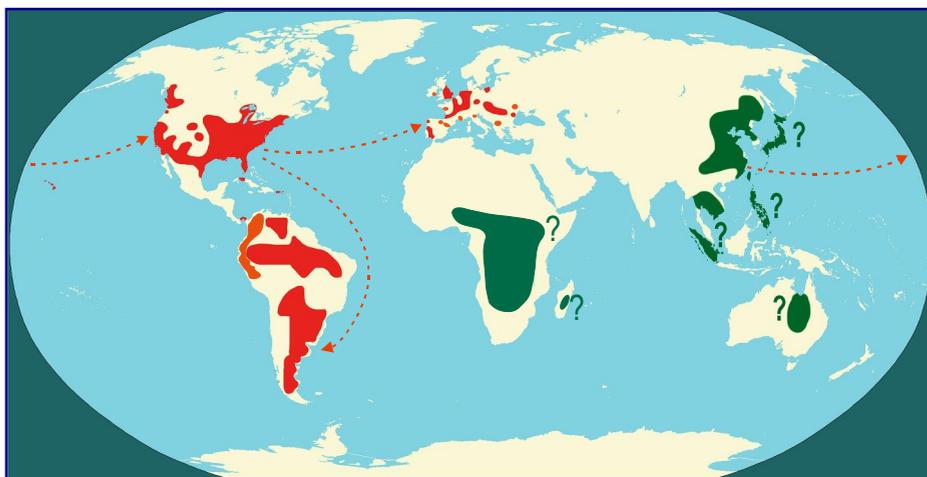


## CAPÍTULO 1

### HISTORIA DE LA INVASIÓN DE *CORBICULA FLUMINEA* EN EL MUNDO



*Corbicula fluminea* (Müller, 1774) es un Bivalvo Eulamelibranquio típico, originario de las aguas dulces y estuarios del sureste asiático (Japón, Corea, Taiwán, China, Tailandia, Filipinas) y sureste de Rusia (LACHNER *et al.*, 1970; ITUARTE, 1981; AGUIRRE & POSS, 1999), encontrándose también en partes de África, Madagascar y Australia (PILSBRY & BEQUAERT, 1927; McMAHON, 1983).



**FIGURA 1:** Mapa de distribución de *C. fluminea* en el mundo (en color verde se representan las áreas originarias y en rojo las invadidas; los interrogantes corresponden a las áreas originarias consideradas dudosas en la bibliografía; las flechas discontinuas señalan las posibles vías de expansión).

En Asia sus poblaciones naturales son explotadas, puesto que es muy apreciada como alimento, existiendo referencias escritas desde el siglo VI, y actualmente forma parte importante de la dieta japonesa siendo consumida principalmente en sopas y como guarnición o acompañamiento de otros platos.

Según PHELPS (1994), en 1987 *Corbicula* alcanzó el cuarto mayor valor en el comercio de marisco en Taiwán con aproximadamente 8.000

toneladas producidas a 3'7 t/ha pues este bivalvo está considerado como un alimento saludable que presenta el mayor contenido de glucógeno (50%) de los moluscos consumidos actualmente. Además, existe la costumbre de consumir este bivalvo como protector hepático para aliviar las dolencias más graves y también para contrarrestar el daño producido por el consumo excesivo de alcohol, aunque no hay constancia de ningún estudio clínico sobre este tema.

La rápida expansión de *Corbicula* en el mundo (fig. 1) está teniendo graves consecuencias no solo ecológicas, por la alteración de los ecosistemas que coloniza, sino también económicas de diversa índole.

## **1.1. SÍNTESIS DE LA EXPANSIÓN DE *C. FLUMINEA* A NIVEL MUNDIAL**

### **1.1.1. NORTEAMÉRICA**

En 1924 fueron recogidos los primeros ejemplares de *C. fluminea* en Norteamérica (COUNTS, 1981), correspondían a tres conchas vacías que fueron encontradas en Nanaimo (Vancouver Island, Columbia Británica, Canadá). La primera cita de ejemplares vivos corresponde al río Columbia (Pacific County), Washington, en 1938 (BURCH, 1944 en COUNTS, 1981). Es a partir de este momento cuando se produce una rápida expansión por todo el continente. En 1945 se cita de nuevo en la costa oeste, concretamente en California (HANNA, 1966 en COUNTS, 1986).

Se sospecha que esta primera introducción fue debida a la entrada como alimento para la comunidad de inmigrantes chinos (HILLIS & MAYDEN, 1985; PHELPS, 1992) o bien en los tanques con agua dulce utilizada como lastre en los barcos (DARRIGRAN, 1997; CORDEIRO & Mc WILLIAMS, 1999). Su posterior expansión es debida a varios agentes causales tales como su utilización en la pesca como cebo, introducciones accidentales asociadas a la

acuicultura, introducciones intencionadas por las personas que las compran como alimento en los mercados, transporte entre masas de agua en embarcaciones deportivas y por el movimiento pasivo vía corrientes de agua.

*C. fluminea* continuó expandiéndose y en 1959 apareció en Tennessee (SINCLAIR & ISOM, 1961), a continuación en Florida en 1964 (HEARD, 1964) alcanzando ya la costa este en los años setenta. A partir de aquí, la especie se encuentra en diferentes estados, como Georgia en 1971 (SICKEL, 1973), Carolina del Sur en 1972 (FULLER & POWELL, 1973), Virginia en 1974 (DÍAZ, 1974) y Maryland en 1975 (COUNTS, 1986). Actualmente se encuentra distribuida por 39 estados del continente, así como por el Distrito de Columbia y Hawái (FOSTER *et al.*, 2000; KARATAYEV *et al.*, 2005; McMAHON, 2000).

En 1985 tiene lugar el primer registro de *C. fluminea* en la zona tropical americana, donde HILLIS & MAYDEN (1985) observaron una población bien establecida en el río Carrizal, en Méjico.

El límite norte de su distribución en el continente americano parece estar definido por las bajas temperaturas invernales (McMAHON, 1983), de forma que en estas zonas la presencia de *Corbicula* parece estar asociada a las centrales eléctricas que descargan agua caliente en los ríos de forma artificial (RODGERS *et al.*, 1979; GRANEY *et al.*, 1980; DREIER & TRANQUILLI, 1981; McMAHON, 1983; FRENCH & SCHLOESSER, 1991; WARD & HODGSON, 1997), aunque también hay citas no asociadas a descargas industriales (JANECH & HUNTER, 1995).

Las citas de *Corbicula* en Norteamérica hacen referencia, de forma general, a tres especies: *C. fluminea*, *C. manilenses* (PHILIPPI, 1844) y *C. leana* (PRIME, 1864). De estas tres especies, *C. fluminea* y *C. manilensis* son las más frecuentes; en general, las poblaciones de la costa oeste son asignadas a la primera (BURCH, 1944; McMAHON, 1983) y las de la costa este a la segunda (SINCLAIR & ICOM, 1961, 1963; SINCLAIR, 1971a). Por el

contrario, la presencia de *C. leana* solo fue mencionada ocasionalmente (GUNNING & SUTTKUS, 1966; McMAHON, 1983).

Además, estudios genéticos realizados recientemente (SIRIPATRAWAN *et al.*, 2000) concluyen que en Norteamérica existen dos linajes distintos, forma A y forma B, que se corresponden genéticamente con *C. leana* (de Japón) y *C. fluminea* (de Corea). A pesar de todo, según MORTON (1979, 1986) y BRITTON & MORTON (1979, 1986) la única especie del género que se extendió por los estados del interior de Norteamérica fue *C. fluminea*.

### **1.1.2. SUDAMÉRICA Y CENTROAMÉRICA**

La introducción de ejemplares del género *Corbicula* en América del Sur se realizó, posiblemente, a través de la cuenca del Río de la Plata (Argentina y Uruguay) entre los años 1965 y 1975 (ITUARTE, 1981), aunque la primera observación de esta especie en Argentina corresponde al año 1979, en el Río de la Plata (ITUARTE, 1981; DARRIGRAN & PASTORINO, 1993). Actualmente es común en las regiones litorales del estuario del Río de la Plata y fue citada en dos de los principales afluentes, el Paraná y el Uruguay (OLAZARRY, 1986; ITUARTE, 1994).

En el año 1970 se registró por primera vez la presencia de *C. fluminea* en la cuenca de los ríos Yacuy y Guaíba, en el estado de Río Grande del Sur, Brasil (MANSUR *et al.*, 2004), y a partir de este momento, esta especie fue encontrada en regiones del sureste (SURIANI *et al.*, 2007), del centro-oeste (RODRÍGUEZ *et al.*, 2007) y del norte del país (PIMPÃO & MARTINS, 2008).

En la zona norte de Sudamérica, la primera cita de *C. fluminea* corresponde a los ríos San Juan y Caripe, de Venezuela (MARTÍNEZ, 1987). A continuación, existen citas bibliográficas de su presencia en Ecuador y Perú

(ITUARTE, 1994; MCMAHON, 1991). En Cuba, se encontró por primera vez en 1992, en el lago La Jía de Camagüey (DIÉGUEZ *et al.*, 1997). En Puerto Rico, en el año 2000, fueron encontrados individuos adultos de *C. fluminea* en dos pantanos del noroeste del país (WILLIAMS *et al.*, 2001) y en el año 2003 se cita por primera vez en Panamá (COUNTS *et al.*, 2003). Entre los años 2004 y 2005 se conoció la presencia de *C. fluminea* en la Isla de Salamanca, constituyendo así el primer registro de la especie y del género en Colombia (DE LA HOZ, 2008).

El primer registro de esta especie en la parte más austral del continente americano tuvo lugar en la Patagonia en el año 1997 (CAZZANIGA, 1997).

### **1.1.3. EUROPA**

En la década de los 80 la especie se introdujo en Europa procedente de América del Norte a través del océano Atlántico o del Mar del Norte, llegando a invadir los estuarios de numerosos ríos (KINZELBACH, 1991).

MOUTHON (1981) cita por primera vez la presencia de ejemplares del género *Corbicula* en Europa, citando dos poblaciones: una localizada en la Baja Dordogne (Francia) y otra en el estuario del Tajo (Portugal). Los individuos encontrados en estas dos poblaciones fueron identificados como ejemplares pertenecientes a la especie *C. fluminalis*.

En 1984 se produce el hallazgo de poblaciones bien instauradas de *C. fluminalis* en el estuario del río Weser (Norte de Alemania), aunque se considera que la primera colonización tuvo que ocurrir mucho antes (HAESLOOP, 1992). En 1990 se produjo la colonización de nuevos hábitats al ir ascendiendo por el río Rin, encontrándose individuos de forma aislada en Oberwinter (cerca de Bonn) (VAATE, 1991). Por otra banda, MEISTER (1997)

cita la presencia simultánea de *C. fluminea* y *C. fluminalis* en el río Rin (cerca de Wiesbaden).



**FIGURA 2:** Mapa de distribución de *C. fluminea* en Europa (las flechas indican las rutas de expansión).

En Holanda fueron encontrados por primera vez ejemplares vivos de *C. fluminea* en el año 1988, y se descubrió una nueva población en la zona litoral de la unión del río Mosa con una de las ramas del Rin en 1989 (VAATE & GREIJANUS-KLAAS, 1990).

En Francia las citas en diferentes cuencas hidrográficas se suceden a partir de 1990: en el Canal del Mediodía (GIRARDI, 1990), en el río Loira (GRUET, 1992), en un canal lateral al Garona (DUBOIS, 1995), nuevas citas en el río Loira (CHOUIN, 1997), en las proximidades de Bayona (NAGEL, 1997), en

el Canal del Somme y en los ríos Oise (afluente del río Sena) y Vilaine (MARESCAUX *et al.*, 2010), etc.

A partir de este momento, las citas de *C. fluminea* en el continente europeo son continuas: aparición en Gran Bretaña (HOWLETT & BAKER, 1999), en Austria (FISCHER & SCHULTZ, 1999) y en Italia (MALAVASI *et al.*, 1999). En el año 1998 se recogieron los primeros ejemplares vivos de esta especie en Serbia (PAUNOVIĆ *et al.*, 2007). En el 1999 también es citada por primera vez en la República Checa, concretamente en el río Elba, en el norte de la región de Bohemia (BERAN, 2000). En el 2000 se encuentra en Rumanía, en el Danubio (VAATE & HULEA, 2000), y en el 2001 se descubren también en Bulgaria, en el mismo río (HUBENOV, 2001). En Hungría se cita por primera vez la presencia de *C. fluminea* y *C. fluminalis* en el año 1999, en el tramo inferior del Danubio (CSANYI, 1999), y posteriormente, también se citan estas dos especies en el río Mensa, en Bélgica (NGUYEN & DE PAUW, 2002). En el año 2010 se descubrió su presencia en los ríos Barrow y Nore, en Irlanda (SWEENEY, 2009; CAFFREY *et al.*, 2011), y también en la República de Moldavia (MUNJIU & SHUBERNETSKI, 2010).

#### **1.1.4. PENÍNSULA IBÉRICA**

En 1980 se encontraron en el estuario del río Tajo (Portugal) los primeros ejemplares de *C. fluminea* de la Península Ibérica, y años después fue citada por segunda vez en el río Duero, al este de Oporto (NAGEL, 1989). La especie invadió paulatinamente casi todos los ríos de la vertiente atlántica y en el año 1990 se cita por primera vez su presencia en España, concretamente en el río Guadiana (Sanlúcar del Guadiana, Huelva) (PÉREZ-QUINTERO, 1990). Tres años después se citan dos nuevas poblaciones de *C. fluminea*; una localizada en el río Miño, en la localidad de Goián (Pontevedra, España) y otra en el río Duero (Régua, Portugal) (ARAUJO *et al.*, 1993). En 1995 se encontró otra población de esta especie en el Canal

de Guma, en el río Duero (Aranda de Duero, Burgos) (JIMÉNEZ, 2004) y en 1996 se encontró también en el río Ebro (LÓPEZ & ALTABA, 1997). En el año 2003, ESCOT *et al.* (2003) citaron la presencia de *C. fluminea* en el río Guadalquivir (Sevilla), y en junio de 2006 se observó su presencia en Extremadura, en tres puntos de la cuenca media del Guadiana (PÉREZ-BOTE & FERNÁNDEZ, 2008). Dos años después LOIS (2010) cita una nueva población de esta especie en el río Mero (NO de Galicia), cerca de la ciudad de A Coruña. La cita más reciente en la Península Ibérica (RUEDA-SEVILLA, 2011) corresponde a la cuenca del río Júcar, donde se han detectado gran cantidad de ejemplares en las cercanías de la localidad Valenciana de Antella.

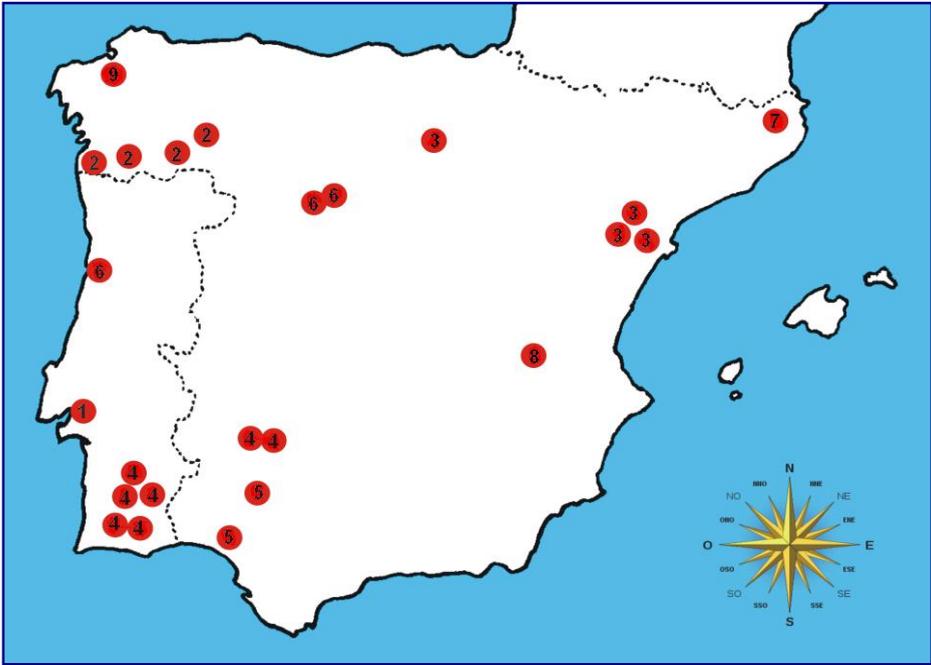


**FIGURA 3:** Muestreo de *C. fluminea*, mediante buceo, en el área de estudio del tramo internacional del río Miño.

Por lo tanto, *Corbicula fluminea* se encuentra presente en más de siete grandes cuencas de la Península Ibérica, tal y como podemos observar en la tabla 1 y en la figura 4.

**TABLA 1:** Cronología de la invasión de *C. fluminea* en la P. Ibérica (<sup>1</sup>Fecha del registro. \*primer registro en la cuenca) (Modificado de PÉREZ-QUINTERO, 2008).

Nº	Localización	Fecha <sup>1</sup>	Referencia	
1	<b>Cuenca del río Tajo</b> • Tajo	1980*	MOUTHON (1981)	
		• Tajo	2005	CORREIA <i>et al.</i> (2005)
2	<b>Cuenca del río Miño</b> • Miño	1989*	ARAUJO <i>et al.</i> (1991)	
		• Miño	1989	ARAUJO <i>et al.</i> (1993)
		• Miño	1991	ANTUNES & WEBER (1996)
		• Miño	2004	SOUSA <i>et al.</i> (2007b, 2008a, b, c, d, e)
		• Gándaras de Budiño	2008	AYRES (2008)
		• Deva	2009	LOIS (2010)
		• Sil	2009	LOIS (2010)
3	<b>Cuenca del río Ebro</b> • Ebro	1997*	LÓPEZ & ALTABA (1997)	
		• Ebro	2004	ARAUJO (2004)
		• Ebro	1997	OSCOZ <i>et al.</i> (2006)
		• Ebro	1997	ZAPATER <i>et al.</i> (2006)
4	<b>Cuenca del río Guadiana</b> • Riv. Grande	1988*	PÉREZ-QUINTERO (1990)	
		• Golondrina	1999	PÉREZ-QUINTERO <i>et al.</i> (2004)
		• Ronchona	1999	PÉREZ-QUINTERO <i>et al.</i> (2004)
		• Ayo. Grande	1999	PÉREZ-QUINTERO <i>et al.</i> (2004)
		• Piedras	1999	PÉREZ-QUINTERO <i>et al.</i> (2004)
		• Ardila	2001	PÉREZ-QUINTERO (2007)
		• Oeiras	2001	PÉREZ-QUINTERO (2007)
		• Cobres	2001	PÉREZ-QUINTERO (2007)
		• Vascão	2001	PÉREZ-QUINTERO (2007)
		• Cadavais	2001	PÉREZ-QUINTERO (2007)
		• Odeleite	2001	PÉREZ-QUINTERO (2007)
		• Lacarón	2006	PÉREZ-BOTE & FERNÁNDEZ (2008)
		• Embalse de Montijo	2006	PÉREZ-BOTE & FERNÁNDEZ (2008)
		• Lobón	2006	PÉREZ-BOTE & FERNÁNDEZ (2008)
		5	<b>Cuenca del río Guadalquivir</b> • Guadalquivir	1993*
6	<b>Cuenca del río Duero</b> • Duero	1988*	NAGEL (1989)	
		• Duero	1989	ARAUJO <i>et al.</i> (1993)
7	<b>Diversas cuencas catalanas</b>	2003*	VILLENA <i>et al.</i> (2003)	
8	<b>Cuenca del río Júcar</b>	2011	RUEDA (2011)	
9	<b>Cuenca del río Mero</b>	2009	Lois (2010)	



**FIGURA 4:** Distribución de *C. fluminea* en la Península Ibérica: localidades en las que esta especie ha sido detectada; los números se refieren a las cuencas nombradas en la tabla 1 (Modificado de PÉREZ-QUINTERO, 2008).

### 1.1.5. CUENCA DEL RÍO MIÑO

La presencia de *C. fluminea* en el estuario del río Miño se conoce desde 1989 (ARAUJO *et al.*, 1993). La población se fue incrementando desde entonces y, en la actualidad, presenta una considerable abundancia, biomasa y distribución (SOUSA *et al.*, 2005, 2008e). Según SOUSA *et al.* (2005), su área de distribución se extiende hasta 30 km río arriba y las poblaciones presentan valores medios de densidad y biomasa de 1.253 Ind./m<sup>2</sup> y 95'2 g AFDW/m<sup>2</sup>, respectivamente (1 AFDW = Ash Free Dry Weight o peso seco libre de cenizas).

En el año 2008 se halló una docena de ejemplares de esta especie (AYRES, 2008) en un sistema lagunar del río Louro, un afluente del río Miño;

concretamente en las Gándaras de Budiño (O Porriño, Pontevedra). Más recientemente, en junio y agosto de 2009, se localizaron ejemplares de *C. fluminea* en los ríos Deva y Sil; ambos también afluentes del Miño. Los individuos del río Deva fueron detectados en las proximidades de la presa de A Frieira, en la localidad de San Martiño de Valongo, y los del río Sil en un transecto de aproximadamente 400 m entre las localidades de Petín y A Rúa (LOIS, 2010) (tabla 1, fig. 4).

La introducción de este bivalvo invasor en el estuario del río Miño fue probablemente el resultado de las actividades humanas, tal y como sucedió en otros ecosistemas europeos y americanos (McMAHON, 2002). Pero la explicación más plausible de la presencia de *C. fluminea* en este estuario es la introducción secundaria desde hábitats colonizados previamente, siendo los más probables los ríos Tajo y Duero, ya que el estuario del río Miño no está sujeto a descargas de aguas de lastre o a actividades de acuicultura, de ahí que la introducción directa de *C. fluminea* desde sus áreas nativas, o incluso desde zonas situadas en el norte y sur de América, sea improbable. Por lo tanto, los vectores más probables para dicha introducción son las actividades realizadas por el hombre, como por ejemplo su uso como cebo o el simple transporte de estos bivalvos como curiosidad, y también la gran capacidad que presenta esta especie para dispersarse de manera natural (SOUSA *et al.*, 2008a, d).

## **1.2. IMPACTOS DERIVADOS DE LA EXPANSIÓN DE *CORBICULA FLUMINEA* Y MÉTODOS DE CONTROL DE LA ESPECIE**

### **1.2.1. IMPACTOS**

En Norteamérica, se estima que *C. fluminea* es la causante de una de las plagas más importantes producidas por especies introducidas. Gracias a su alta fecundidad y a su velocidad de crecimiento, esta especie presenta un

potencial invasor considerable que, unido a su estado juvenil libre, hacen que su capacidad de dispersión sea muy elevada (McMAHON, 1983).

Desde el punto de vista económico y ecológico, se recogen a continuación algunos de los mayores problemas causados en los hábitats invadidos por esta especie:

- ❖ La acumulación de grandes cantidades de individuos y de valvas en los circuitos de agua industrial o doméstica produce una disminución en la luz de las tuberías y, por lo tanto, una disminución de la velocidad del flujo de agua en su interior causando, a veces, su bloqueo total.

- ❖ En América del Norte, los condensadores de las centrales eléctricas se llegaron a bloquear a causa de las elevadas poblaciones de bivalvos encontradas en algunos ríos (ISOM, 1986). Además, la acumulación de las valvas vacías y de detritos en los depósitos de agua dió lugar a la contaminación del agua que contenían (McMAHON, 1983).

- ❖ El sector de la construcción también se ve afectado por la invasión de esta especie debido a que la acumulación de enormes cantidades de valvas en los lechos de los ríos hacen que los materiales naturales que se utilizan para la construcción (arena, grava) sean menos sólidos, por lo que la calidad y la resistencia del hormigón se ve reducida (McMAHON, 1983).

- ❖ Existen numerosos estudios en los que se habla del efecto negativo que tiene esta especie invasora sobre las comunidades de bivalvos autóctonos (GARDNER *et al.*, 1976; CLARKE, 1981; VEITEINHEIMER-MENDES, 1981; ARAUJO *et al.*, 1993; TAKEDA *et al.*, 2000) aunque, por otra banda, otros autores estiman que la presencia de *C. fluminea* no llega a ser perjudicial (ISOM, 1974; KRAMER, 1979; BELANGER *et al.*, 1990; MILLER *et al.*, 1986).

- ❖ Asimismo, se citaron efectos positivos derivados de la presencia de *C. fluminea*, tales como el incremento del reciclaje de nutrientes en el medio (CORREA *et al.*, 1992), su posible uso como alimento humano o animal

(MARONEZE *et al.*, 2011), como cebo para peces (SINCLAIR & ISOM, 1963; ISOM, 1986), como filtro biológico de estanques de peces (BUTTNER, 1986) o como bioindicador bentónico de metales pesados (FOE & KNIGHT, 1986).

❖ Su uso como fuente de alimento por otros animales puede dar lugar a consecuencias no deseadas para el ecosistema. Así, aunque la predación de la ictiofauna sobre *C. fluminea* contribuya al control del tamaño de sus poblaciones (DARRIGRAN & COLAUTI, 1994), su consumo, en detrimento de su alimento natural, puede provocar, por ejemplo la dispersión de esta especie altamente invasora (CATANHEDE *et al.*, 2008).

### **1.2.2. MÉTODOS DE CONTROL**

Para controlar las plagas de moluscos en general y de *Corbicula* en particular se utilizaron distintos métodos, entre los que se encuentran la cloración del agua, la colocación de filtros, las descargas eléctricas, el uso de venenos como el meta-bisulfito sódico (SMITHSON, 1986) y el TBTF o fluoruro de tributilestaño (MUSSALLI *et al.*, 1986), el electromagnetismo, las altas temperaturas, los ultrasonidos (GOSS & CAIN, 1977; MORTON, 1977; MACPHEE, 1986), etc. Todo esto genera un coste económico significativo y, en la mayoría de los casos, también supone la existencia de toxicidad residual que, sumada al impacto directo producido sobre la fauna autóctona, pone en peligro el equilibrio del ecosistema. En muchos casos se recurrió a un control mecánico, químico y biológico (MATTICE, 1983). El método más utilizado en América del Norte fue la cloración del agua, ya sea durante todo el año (WILLIAMS & McMAHON, 1986) o bien en determinados momentos del ciclo reproductivo de *C. fluminea* (GOSS & CAIN, 1977; CHERRY *et al.*, 1986), unido a la colocación de filtros con diferentes luces de malla en los conductos de agua (ISOM *et al.*, 1986; MUSSALLI *et al.*, 1986). Según CHERRY *et al.* (1986), algunos estudios muestran que dichas actuaciones no actúan negativamente sobre las demás comunidades de invertebrados bentónicos.

Otro de los sistemas que se utiliza asiduamente para el control de estas plagas consiste en la colocación de filtros en las épocas de liberación larvaria y la utilización de maquinaria para dragar los canales y retirar los ejemplares de manera rutinaria o selectiva (en las épocas de incubación larvaria o de reclutamiento de juveniles).

De cualquier forma, es recomendable aplicar medidas preventivas tanto antes como durante la construcción de las instalaciones que puedan ser contaminadas por esta especie (ISOM *et al.*, 1986).





## **CAPÍTULO 2**

### **CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS DE LA ESPECIE ESTUDIADA**



## 2.1. MORFOLOGÍA Y ANATOMÍA

La concha de *C. fluminea* es redondeada (fig. 5A), con una longitud media aproximada de 39 mm y, aunque por lo general suelen presentar un tamaño inferior a los 25 mm, en ocasiones pueden alcanzar los 50-65 mm de longitud (AGUIRRE & POSS, 1999). Está compuesta por dos valvas equiláteras, convexas y más o menos ovaladas, articuladas una en la otra por su región dorsal a través de un ligamento externo y opistodético (que se dispone con posición posterior al umbo). La charnela presenta tres dientes cardinales y dos laterales, estos últimos son aserrados y se sitúan uno a cada lado de los dientes cardinales, evitando los desplazamientos laterales de las dos valvas (fig. 5B).

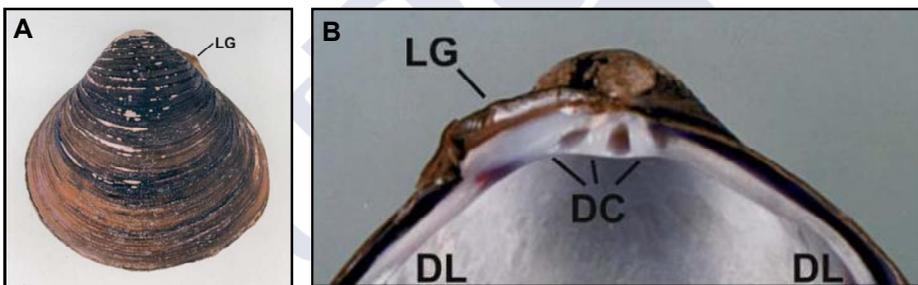
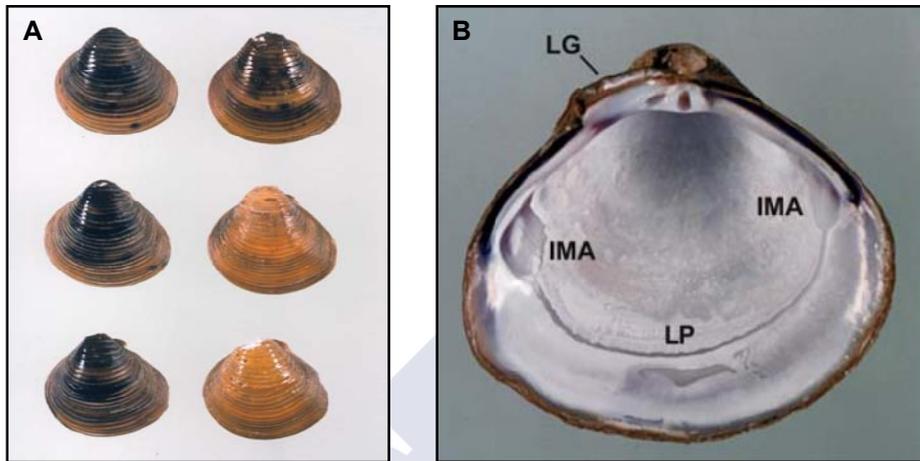


FIGURA 5: Concha de *C. fluminea*. A) Cara externa. B) Detalle de la charnela y el ligamento (LG: Ligamento, DC: Dientes cardinales, DL: Dientes laterales).

La concha es bastante gruesa y pesada. Está recubierta por un periostraco que presenta diferentes colores, pasando por distintas tonalidades de amarillo, negro, verde, e incluso algunos ejemplares presentan tonalidades diferentes entre su parte ventral y dorsal (fig. 6A). Además, presenta una ornamentación muy característica que está formada por estrías concéntricas muy marcadas y separadas entre sí, siendo visibles, en ocasiones, unas líneas muy finas entre dichas estrías. Estas marcas proporcionan información

sobre la edad del animal y las condiciones ambientales en las que se produjo el crecimiento de la concha.

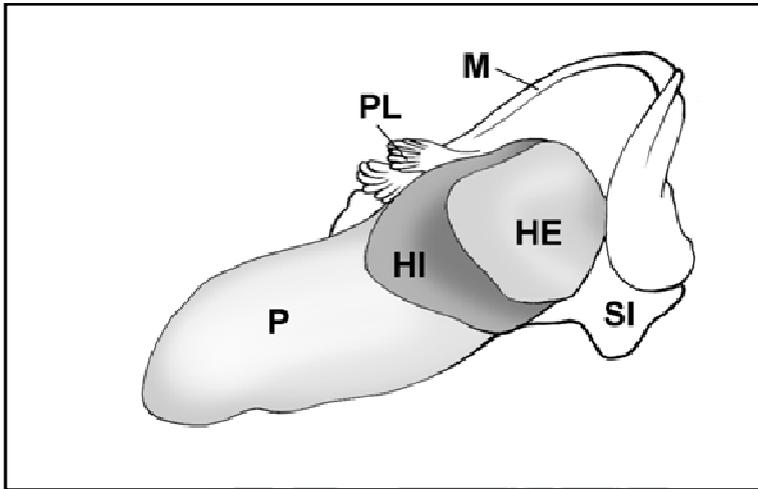


**FIGURA 6: Concha de *C. fluminea*.** A) Diferentes coloraciones de la concha. B) Cara interna (LG: Ligamento, IMA: Impresión músculo aductor, LP: Línea paleal).

En la cara interna de la concha (fig. 6B) se distinguen las impresiones que marcan los puntos de inserción de los músculos aductores, los cuales se extienden transversalmente entre ambas valvas, uno en posición anterior y otro posterior. En posición dorsal a estas impresiones también son visibles las dos marcas de los músculos retractores del pié, estos músculos se extienden desde cada uno de los laterales del pié hasta la valva contraria, en la que se insertan cerca de los músculos aductores. Además, se observa una impresión paleal con un marcado seno paleal.

El manto (fig. 7) es grueso en las proximidades del borde de la concha y, a medida que nos aproximamos a la zona media, se hace cada vez más fino. El borde del manto presenta tres pliegues; interno, intermedio y externo. El interno contiene músculos radiales y circulares, el intermedio tiene un papel de tipo sensorial, y el externo es el que secreta la concha. La

superficie interna del pliegue externo (surco periostracal) secreta el periostraco, y la superficie externa produce la primera capa calcárea.



**FIGURA 7:** Dibujo de la anatomía externa de *C. fluminea* (**M:** Manto, **PL:** Palpos Labiales, **HE:** Hemibranquia Externa, **HI:** Hemibranquia Interna, **SI:** Sifón Inhalante, **P:** Pié).

Dos grupos de músculos son claramente visibles en los individuos de *C. fluminea*: los músculos aductores, que son muy voluminosos, y los músculos retractores del pié que se encuentran soldados dorsalmente al punto de unión de los aductores (fig. 6B).

Los sifones (fig. 8) son cortos y muestran una ornamentación exterior constituida por papilas, tentáculos y unos pigmentos negros y anaranjados. El sifón inhalante presenta un mayor diámetro que el sifón exhalante. La escasa longitud de los sifones los obliga a permanecer en los primeros centímetros del sedimento mientras se alimentan (fig. 9).



**FIGURA 8:** Ejemplares de *C. fluminea* en los que se pueden observar los sifones.



**FIGURA 9:** Detalle de los sifones de dos ejemplares de *C. fluminea* enterrados en el sustrato.

Las branquias (fig. 7) están situadas bajo el manto, a ambos lados de la masa visceral, tienen forma de W y están formadas por una hemibranchia externa y una hemibranchia interna (siendo esta última de mayor tamaño), por lo que aparentemente parecen dos pares de branquias. Cada hemibranchia está formada por una lamela ascendente y otra descendente que se mantienen unidas transversalmente por medio de tejido conectivo interlamelar (puentes interlamelares), éste se compone de filamentos branquiales que también están unidos entre sí mediante las conexiones denominadas puentes interfilamentosos, y constan de una zona central ciliada y una zona subfrontal no ciliada. La zona ciliada consta, a su vez, de un área lateral, un área laterofrontal y un área frontal. En la superficie frontal de cada filamento branquial se observa una muesca que, al estar alineada con las muescas de los demás filamentos, forman lo que se conoce como surcos alimentarios, que recorren todo el extremo inferior de las branquias.

Las branquias dividen la cavidad del manto dando lugar a la cámara infrabranquial (inhalante) y a la cámara suprabranquial (exhalante), en la que caen los gametos que proceden de los gonoporos y donde se produce la fecundación y el desarrollo de las larvas.

Como en el resto de Lamelibranquios, el corazón se encuentra fuera de la masa visceral, en posición dorsal posterior; es blanquecino, casi transparente, y está constituido por un ventrículo y dos aurículas. El ventrículo se encuentra atravesado por el recto (JIMÉNEZ, 2004).

El riñón se localiza en posición posterior al corazón y presenta tonalidades anaranjadas y acastañadas. Está formado por dos masas sin forma definida y, en los cortes histológicos, se observa como un conjunto de canales compuestos por células cúbicas (JIMÉNEZ, 2004).

El sistema digestivo presenta una boca que se encuentra rodeada por dos pares de palpos labiales y se abre en un esófago situado bajo los ganglios cerebropleurales. El esófago se abre en un estómago provisto de un

estilo cristalino, el cual se encuentra en el interior del saco del estilo y desciende hasta la base del pié. El intestino medio se une al saco del estilo en su extremo más ventral, mostrando un lumen común y, en las proximidades de la base del pié, forma una serie de lazos intestinales. El intestino posterior asciende, atravesando el corazón, y sale de la masa visceral. Finalmente, el recto continúa por encima del riñón y desemboca en la papila anal del sifón exhalante. En el estómago desembocan acinos digestivos que se alojan en el espacio situado entre la masa visceral (zona más dorsal) y la base del pié.

El sistema nervioso está compuesto por tres centros neuronales importantes: los ganglios cerebropleurales (situados fuera de la masa visceral, a ambos lados del esófago y en posición ventral respecto al músculo aductor anterior), el ganglio visceral (fuera de la masa visceral, en el extremo posterior del individuo y en posición ventral respecto al músculo aductor posterior) y el ganglio pedio (situado en el interior del área dorso-posterior del pié, en las proximidades de la zona en la que se encuentran los lazos intestinales del digestivo).

El tejido gonadal se aloja en la masa visceral, rodeado por un parénquima de tejido conectivo, junto con el sistema digestivo. La gónada es una glándula hermafrodita constituida por canales foliculares ramificados con folículos ovogénicos, espermatogénicos y hermafroditas (mixtos), en la que pueden coincidir, al mismo tiempo, células masculinas y femeninas.

En el exterior de la masa visceral, a ambos lados de la misma y en posición dorsal posterior, se localizan un par de gonoporos, en los que desembocan los folículos gonadales, por los que salen los gametos maduros. Desde los gonoporos se vacían los gametos a las cámaras suprabranquiales de las hemibranchias internas.

## 2.2. BIOLOGÍA Y ECOLOGÍA

### 2.2.1. HÁBITAT Y MODO DE VIDA

En la actualidad, las diferentes especies de *Corbicula* se distribuyen de forma natural en las aguas dulces y estuarios del sureste de Asia, África, India, Islas del Pacífico y Australia, donde es un componente muy importante de las comunidades bentónicas, tanto en medios lénticos como lóticos (McMAHON, 1983).

Esta especie puede desarrollarse en todo tipo de hábitats de estuario, lagos y corrientes de agua, aunque prefiere hábitats de agua dulce de corrientes rápidas, bien oxigenadas y con baja salinidad, mostrándose generalmente intolerante a la contaminación. Coloniza preferentemente ríos sin importantes oscilaciones hidrológicas estacionales y el hábitat idóneo para la introducción y posterior dispersión de la especie es el formado por los ecosistemas de estuario donde las aguas dulces presentan efecto de marea (PHELPS, 1994; CATALDO & BOLTOVSKOY, 1999; CHAINHO *et al.*, 2006; SOUSA *et al.*, 2008e). Cuando esta especie aparece en ambientes lénticos, como por ejemplo lagos o embalses, casi siempre se encuentra asociada a aguas superficiales próximas a las orillas y con sedimentos bien oxigenados (LENAT & WEISS, 1973; DREIER, 1977; McMAHON, 1983; WHITE, 1979).

Prefiere los sustratos de arenas limpias y finas, arcillas y sustratos de arenas gruesas (AGUIRRE & POSS, 1999) donde mantiene la concha enterrada en el sustrato, en los primeros centímetros de sedimento (fig. 10). De esta manera aprovecha la protección que obtiene al vivir enterrada en la arena y en el lodo del fondo y, también las partículas alimenticias que llegan en suspensión a esas superficies.



**FIGURA 10:** Ejemplares de *C. fluminea* semienterrados en el sustrato.

### **2.2.2. RELACIÓN CON LOS FACTORES FÍSICOQUÍMICOS**

A pesar de que esta especie puede llegar a ser localmente muy abundante en su área de distribución, se citaron varios factores que pueden afectar a sus densidades de población y distribución, en especial las temperaturas excesivamente altas o bajas, la elevada salinidad, las variaciones de caudal, bajos valores de pH, la hipoxia, la contaminación y también las infecciones bacterianas, virales y parasitarias.

McMAHON (2002) indica que, en contra de lo que se puede suponer por ser una especie invasora, *C. fluminea* posee una resistencia fisiológica relativamente pobre a las variaciones de los factores abióticos, incluyendo temperatura, salinidad, emersión, pH, concentración de calcio y cambios en el oxígeno disuelto.

La salinidad parece ser uno de los principales factores que influye en el éxito y velocidad de invasión de nuevos ambientes en ecosistemas de

desembocadura (ATTRILL *et al.*, 1996; MANNINO & MONTAGNA, 1997; ATTRILL & RUNDLE, 2002; SOUSA *et al.*, 2006a, b, 2007a, b, 2008a, b, c, d, e). *C. fluminea* es muy eficaz a la hora de colonizar ecosistemas de agua dulce pero su éxito colonizador disminuye cuando se trata de ambientes de agua salobre, incluso si los valores de salinidad son bajos (MORTON, 1982, 1986). A este respecto, algunos estudios establecen como valor límite una salinidad del 5 % (HEINSOHN, 1958; DÍAZ, 1974; CARLTON, 1992; McMAHON, 2000).

*C. fluminea* es relativamente intolerante a la hipoxia, siendo, en general, mucho menos tolerante que los Uniónidos y Esféridos (McMAHON, 1991; JOHNSON & McMAHON, 1998; MATTHEWS & McMAHON, 1999; ILARRI *et al.*, 2011).

Igualmente, presenta una reducida tolerancia térmica, y su rango de preferencia se encuentra entre 2 °C y 37 °C; a temperaturas inferiores a 2 °C muere y sus niveles de filtración se inhiben por encima de 30 °C (McMAHON & WILLIAMS, 1986; McMAHON, 2000).

En comparación con otros bivalvos dulceacuícolas, *C. fluminea* está poco adaptada a condiciones de emersión, aunque puede sobrevivir 26 días en ambientes húmedos y 13 días en ambientes secos a 20 °C, supervivencia que se reduce a 8 y a 6 días con temperaturas de 30 °C (McMAHON, 1979).

Con respecto al efecto de los contaminantes, BOLTOVSKOY *et al.* (1997) observaron que las poblaciones de *C. fluminea* en una zona contaminada del río Paraná (Argentina), solamente presentaban bajas densidades de las almejas más viejas, que producían larvas con una supervivencia muy baja. Un estudio posterior confirmó el papel de los agentes contaminantes en la supervivencia de los juveniles de *C. fluminea* (CATALDO *et al.*, 2001). MOUTHON (2003) indica que las concentraciones de contaminantes tóxicos letales para las larvas pedivelígeras podrían explicar los bajos reclutamientos de *C. fluminea* en determinadas zonas de los ríos Saona y Ródano.

### 2.2.3. ALIMENTACIÓN

De acuerdo con la bibliografía existente, *C. fluminea* se alimenta por filtración; sin embargo, debido a las altas tasas de respiración y al alto metabolismo asociado, también puede utilizar el mecanismo de alimentación pedal, por lo que esta especie puede comportarse como colectora de sedimento y usar la materia orgánica disponible en él como fuente de alimento (ALDRIDGE & MCMAHON, 1978; REID *et al.*, 1992; WAY *et al.*, 1990; HAKENKAMP & PALMER, 1999; HAKENKAMP *et al.*, 2001; VAUGHN & HAKENKAMP, 2001). Esta fuente de alimento alternativa puede jugar un papel importante en aquellos hábitats oligotróficos que presentan bajas concentraciones de fitoplancton y, además, le permite alcanzar biomásas y tasas de crecimiento más elevadas en hábitats con alto contenido en materia orgánica (VAUGHN & HAKENKAMP, 2001).

Las tasas de filtración de *C. fluminea* son variables pero pueden llegar a ser elevadas, entre 300 – 2500 l/h (MCMAHON & BOGAN, 2001). Además, mediante el uso de la alimentación pedal puede consumir más de 50 mg/día de materia orgánica particulada del sedimento y duplicar las tasas de crecimiento (REID *et al.*, 1992; MCMAHON & BOGAN, 2001).

Mediante la filtración, *C. fluminea* se alimenta de bacterias y fitoplancton (COHEN *et al.*, 1984; BEAVER *et al.*, 1991; PHELPS, 1994; SILVERMAN *et al.*, 1995; BOLTOVSKOY *et al.*, 1995; HAKENKAMP *et al.*, 2001), pero sus efectos sobre el bentos siguen siendo estudiados en la actualidad, ya que uno de los grandes componentes del impacto que ejerce esta especie en los ecosistemas que invade está relacionado con su capacidad para alimentarse mediante su pie. Este proceso altera tanto la abundancia de los organismos bentónicos (HAKENKAMP *et al.*, 2001) como el ciclo de la materia orgánica (HAKENKAMP & PALMER, 1999).

#### **2.2.4. DISPERSIÓN**

El aceleramiento que han sufrido en los últimos años el comercio mundial y los viajes internacionales ha favorecido el movimiento deliberado y accidental de especies entre diferentes partes del mundo, dando lugar muy frecuentemente a consecuencias inesperadas y muchas veces desastrosas, como es el caso de *C. fluminea* desde su primera aparición en el continente americano (GARDNER *et al.*, 1976; CLARKE, 1981; McMAHON, 1983; ARAUJO *et al.*, 1993; TAKEDA *et al.*, 2000).

A pesar de que el medio de dispersión natural de esta especie invasora consiste en dejarse arrastrar por las corrientes, su principal sistema de dispersión es a través de las actividades humanas relacionadas con el transporte, por ejemplo embarcaciones de uso recreativo, agua de refrigeración de los motores, agua de lastre de los grandes barcos, etc. Aunque también influyen otras actividades como su uso para cebo de pesca, su comercio en acuariofilia, su transporte en sedimentos de arena y grava procedentes de procesos de dragado y extracción de áridos, o como alimento (McMAHON, 1999, 2000; DARRIGRAN, 2002; CAFFREY *et al.*, 2011).

CATANHEDÉ *et al.*, 2008 ponen de manifiesto que la ictiofauna local también puede contribuir a la dispersión de *C. fluminea* ya que han observado que en la parte terminal del tracto digestivo de un pez migrador (*Pterodoras granueulosus* Valenciennes, 1833) había ejemplares intactos de esta especie con las conchas bien cerradas.

#### **2.2.5. REPRODUCCIÓN**

##### **2.2.5.1. CICLOS REPRODUCTORES**

*Corbicula fluminea* es una especie iterópara (con más de un período reproductor en su vida) y con generaciones que se solapan. La iteroparidad

es la estrategia adoptada por la mayoría de las especies marinas, por casi todos los Uniónidos y por muchos representantes de los Esféridos (MACKIE, 1984). La semelparidad, condición menos extendida, fue descrita en algunas especies de la familia *Sphaeriidae* cuyos individuos solo tienen un período de reproducción, viven dos o más años.

Debido a que *C. fluminea* presenta características de las especies con estrategias de la “r”, como por ejemplo un rápido crecimiento, una temprana madurez sexual, una alta fecundidad y un período de vida corto, esta especie tiene un alto potencial para la invasión y es capaz de colonizar hábitats con regímenes de caudal y condiciones fisicoquímicas muy variables, como es el caso del estuario del río Miño (SOUSA *et al.*, 2008d). Sin embargo, según KORNIUSHIN & GLAUBRECHT (2003) algunas especies de *Corbicula* que incuban presentan, generalmente, estrategias de la “k”, debido a que redujeron el tamaño de la puesta y aumentaron el cuidado parental sobre ella (al ser comparadas con otras especies de bivalvos ovovivíparos marinos). Según este autor, *C. fluminea* presenta una estrategia reproductora intermedia entre los bivalvos marinos y los de la familia *Sphaeriidae* (con un tamaño de puesta mucho menor).

En la bibliografía abundan los estudios sobre el comportamiento reproductivo de *Corbicula* que demuestran que distintas poblaciones pueden adoptar diferentes estrategias reproductoras. Se describieron las siguientes:

❖ En Hong Kong *C. fluminea* es una especie hermafrodita protándrica consecutiva (gónada primeramente masculina y posteriormente femenina sin revertir de estado), con ejemplares que alcanzan la madurez sexual masculina con 7 mm de longitud (MORTON, 1977). Este autor (MORTON, 1983) considera que la estrategia sexual puede estar condicionada por el medio, ya que encuentra ejemplares hermafroditas y dioicos en ambientes lénticos e individuos hermafroditas y hembras en ambientes lóticos (no observa

machos). A su vez CHEN *et al.* (1994) citan ejemplares dioicos y hermafroditas en tres poblaciones de *C. fluminea* de Taiwán.

❖ Por otro lado, en Malasia parece ser una especie hermafrodita simultánea (BERRY, 1974; McMAHON, 1983). Lo mismo sucede en los estados norteamericanos de Arizona (ENG, 1979), California (HEINSOHN, 1958; ENG, 1979), Tennessee (SINCLAIR & ISOM, 1963), Texas (BRITTON *et al.*, 1979; BUSHEK & CAMERON, 1992), Arkansas (KRAEMER & LOTT, 1977; KRAEMER & GALLOWAY, 1986; KRAEMER *et al.*, 1986) y Maryland (KENNEDY & VAN HUEKELEM, 1985), donde la especie es hermafrodita simultánea con ovogénesis continua y espermiogénesis restringida a los meses más cálidos del año.

❖ KRAEMER (1978, 1986) la cualifica de hermafrodita protoogámica (protogínica).

La población de *C. fluminea* del río Miño puede ser considerada como hermafrodita funcional según el concepto de COE (1943) o hermafrodita simultánea según la definición de HOAGLAND (1984), ya que presenta simultáneamente gametos de ambos sexos (JIMÉNEZ, 2004).

La mayoría de los estudios sobre el comportamiento reproductivo de *C. fluminea* reflejan períodos de emisión o liberación de gametos marcados por dos picos de liberación larvaria o de juveniles anuales, uno en la primavera y otro en el otoño, separados por una reducción o cese total de la liberación durante el verano y el invierno (HEINSOHN, 1958; COLDIRON, 1975; ALDRIDGE, 1976; DREIER, 1977; MORTON, 1977; ALDRIDGE & McMAHON, 1978; ENG, 1979; SICKEL, 1979; BOOZER & MIRKES, 1979; BRITTON *et al.*, 1979; DREIER & TRANQUILLI, 1981; McMAHON, 1983, 1991; KENNEDY & VAN HUEKELEM, 1985; BRITTON & MORTON, 1986; KRAEMER *et al.*, 1986; MATTICE & WRIGHT, 1986; McMAHON & WILLIAMS, 1986; WILLIAMS & McMAHON, 1986; BUSHEK & CAMERON, 1992; DUBOIS & TOURENQ, 1992; HORNBAACH, 1992;

DUBOIS, 1995; STITES *et al.*, 1995; MOUTHON, 2001b). Este tipo de reproducción estacional está aparentemente ligado a los cambios de temperatura (DREIER, 1977; MORTON, 1977; ALDRIDGE & McMAHON, 1978; FUZIWARA, 1979; ENG, 1979; BRITTON *et al.*, 1979; DREIER & TRANQUILLI, 1981; McMAHON, 1983; KENNEDY & VAN HUEKELEM, 1985; BRITTON & MORTON, 1986; RAJAGOPAL *et al.*, 2000; MOUTHON & PARGHENTANIAN, 2004).

Sin embargo, otros autores citan un solo período de liberación anual como sucede en California (BICKLE, 1966; ENG, 1979), en Tennessee (SINCLAIR & ISOM, 1961) y en Argentina (ITUARTE, 1985).

En Asia se citaron emisiones larvarias bianuales en diferentes países como en Filipinas (VILLADOLID & ROSARIO, 1930), Hong Kong (MORTON, 1977) y Japón (FUZIWARA, 1978; BRITTON & MORTON, 1979).

En el Miño, JIMÉNEZ (2004) observó dos reclutamientos de juveniles de *C. fluminea* al año; uno en la primavera (con juveniles reclutados en mayo) y otro en el otoño (con reclutas incorporados en septiembre-octubre), por lo que la incubación no debía ser un proceso continuo sino en dos fases: una primera que coincidiría con un pulso reproductor/incubación ocurrido en primavera (pulso de primavera) y una segunda fase que incluiría la incubación de los meses de verano y otoño (pulso de verano-otoño).

En Hong Kong también se describen dos reclutamientos anuales (MORTON, 1977). No obstante, en el Río de la Plata (Argentina) ITUARTE (1985) cita un solo reclutamiento anual que se realiza en septiembre.

En Norteamérica los pulsos de primavera son más fuertes, con una presencia de ejemplares grávidos en torno al 60-100 % (ALDRIDGE & McMAHON, 1978; ENG, 1979; KENNEDY & VAN HUEKELEM, 1985). Sin embargo, otros trabajos (BRITTON *et al.*, 1979) consideran que la importancia de los dos pulsos es similar, presentando cada período alrededor de un 80 % de ejemplares grávidos.

La temperatura parece condicionar la formación de los espermatozoides, de manera que por debajo de 16 °C o por encima de 28 °C el proceso de la espermiogénesis se bloquea y no comienza de nuevo hasta que la temperatura del agua alcanza un valor dentro del rango (McMAHON, 1983), por lo que en aquellos lugares templados donde la temperatura del agua es superior a este valor durante varios meses pueden existir dos períodos de liberación, mientras que donde el agua solo supera esta temperatura una vez al año se produce un único período de liberación. Con todo, las poblaciones de *C. fluminea* del río Miño presentaban un 59 % de los individuos con la fracción masculina madura durante los meses más fríos (con temperaturas del agua entre 11'5-9'5 °C) y, por el contrario, en los meses más cálidos (15-16 °C), se encontraba una menor proporción de individuos con espermatozoides (JIMÉNEZ, 2004).

Por otro lado, la temperatura también parece condicionar la formación del cigoto y el desarrollo larvario en las poblaciones de este bivalvo invasor en el río Miño. A pesar de que JIMÉNEZ (2004) ha demostrado la evacuación continua de gametos de ambos sexos durante todo el año, no encontró larvas en las hemibranquias internas durante todos los meses. Además, con temperaturas de 12'7 °C (mes de diciembre) observó la presencia de cinco cigotos, pero no encontró embriones ni larvas. Tampoco vio que los cigotos evolucionaran a esas temperaturas, no volviendo a observar nuevamente la presencia de larvas hasta alcanzar temperaturas del agua de 15 °C: Todo ello sugiere que la segmentación de los cigotos y el posterior desarrollo larvario necesita temperaturas superiores a los 12'7 °C.

El crecimiento de las cohortes de *C. fluminea* en el Miño parece ser estacional: mínimo en el invierno y aumentando gradualmente de primavera a verano, donde alcanza el máximo; prácticamente todas las cohortes crecían en las estaciones cálidas (primavera, verano y principios de otoño), disminuyendo radicalmente el crecimiento en las estaciones frías (finales de otoño e invierno) (JIMÉNEZ, 2004). Este mismo patrón de crecimiento es el que

comúnmente encontramos en esta especie en el continente americano (ALDRIDGE & McMAHON, 1978; BRITTON *et al.*, 1979; ENG, 1979; BUTTNER & HEIDINGER, 1980; WELCH & JOY, 1984; ITUARTE, 1985; MATTICE & WRIGHT, 1986; McMAHON & WILLIAMS, 1986; WILLIAMS & McMAHON, 1986; FRENCH & SCHLOESSER, 1991; STITES *et al.*, 1995). Por el contrario, y también en Norteamérica, TAN TIU & PREZANT (1992) citan un mayor crecimiento en las estaciones frías relacionado con el alto porcentaje de oxígeno disuelto del agua y consideran que el índice de crecimiento está inversamente relacionado con la temperatura del agua y con la saturación de carbonato cálcico. En el estudio de JIMÉNEZ (2004), el crecimiento es mayor en las estaciones cálidas y está inversamente relacionado con la concentración de oxígeno disuelto.

El crecimiento de *C. fluminea* parece estar condicionado por la temperatura, presentando un crecimiento óptimo entre 20-30 °C (WELCH & JOY, 1984; JOY, 1985; MATTICE & WRIGHT, 1986; STITES *et al.*, 1995; JIMÉNEZ, 2004). En Norteamérica se describieron poblaciones en las que el crecimiento cesa a temperaturas inferiores a 15-16 °C (ENG, 1979; HALL, 1984; WELCH & JOY, 1984; JOY, 1985; MATTICE & WRIGHT, 1986; McMAHON & WILLIAMS, 1986; STITES *et al.*, 1995). En condiciones de laboratorio se estableció que temperaturas inferiores a 2 °C ya resultan letales para *C. fluminea* (MATTICE & DYE, 1976; RODGERS *et al.*, 1979).

No obstante, hay autores que consideran que es la interacción entre factores intrínsecos (como la reproducción) y extrínsecos (como la temperatura, la disponibilidad de alimento, la concentración de oxígeno disuelto en el agua, el pH y la concentración de calcio disuelto, entre otras) la que afecta al crecimiento (ITUARTE, 1985; MATTICE & WRIGHT, 1986; WILLIAMS & McMAHON, 1986; BELANGER *et al.*, 1990; STITES *et al.*, 1995).

Los datos existentes en la bibliografía muestran que, en ocasiones, el crecimiento cesa o disminuye apreciablemente con el principio de la reproducción (MORTON, 1977; ITUARTE, 1985), o durante el período de

incubación (MATTICE & WRIGHT, 1986). En el Miño, los meses más cálidos favorecen el crecimiento, el desarrollo gonadal y la incubación en *C. fluminea* (JIMÉNEZ, 2004).

Como hemos visto en lo expuesto hasta el momento, la temperatura es uno de los factores abióticos que más afecta a la reproducción; sin embargo, la disponibilidad de alimento también es muy importante para el desarrollo embrionario y para obtener una incubación exitosa (DOHERTY *et al.*, 1987; MOUTHON, 2001b). En general, se ha observado que la disponibilidad de alimento mejora el desarrollo gonadal y la fecundidad, y que incrementa tanto el tamaño de la prole como el tamaño individual de los embriones en desarrollo (BEEKEY & KARLSON, 2003).

#### 2.2.5.2. DIFERENCIACIÓN GONADAL Y MADUREZ SEXUAL

El proceso de desarrollo y diferenciación de la gónada de *C. fluminea* fue estudiado por KRAEMER (1978). Este autor describió la presencia de tejido gonadal primordial en posición adyacente al intestino en individuos que presentaban un tamaño de 2 a 3 mm. En estos tamaños ya observa el gonoducto, y en individuos de 3 a 4 mm ya están formados los gonoporos.

Los estudios realizados por Jiménez (2004) con ejemplares procedentes del río Miño muestran que existe una masa de células germinales en ejemplares de 1mm, pero a estos tamaños (2 – 3 mm) no encuentra definida la región del gonoducto. Observó que en los individuos de 6 a 7 mm se podían diferenciar las células de las dos líneas sexuales y que a partir del grupo de células germinales se desarrolla la gónada primaria que origina los canales foliculares en los que se diferenciarán, simultáneamente, las dos líneas sexuales. Con todo, es la fracción femenina la que primero completa la gametogénesis (JIMÉNEZ, *ibidem*).

Según KONISHI *et al.* (1998), la mayoría de los bivalvos de agua dulce presentan un tipo “primitivo” de espermatozoide con un acrosoma rudimentario o ausente, una cabeza corta, 4-5 mitocondrias y un solo flagelo. Estudios realizados en distintas especies del género *Corbicula* demostraron que las especies hermafroditas incubadoras y de agua dulce como, por ejemplo, *C. fluminea*, presentan un espermatozoide biflagelado (KRAEMER, 1983; KING *et al.*, 1986; KOMARU & KONISHI, 1996; KONISHI *et al.*, 1998; BYRNE *et al.*, 2000; SIRIPATTRAWAN *et al.*, 2000) frente a especies dioicas y no incubadoras que tienen un espermatozoide uniflagelado (HACHIRI & HIGASHI, 1970).

En la población de *C. fluminea* estudiada en el río Miño se encontraron espermatozoides biflagelados (JIMÉNEZ, 2004).

Comparando diferentes poblaciones de *C. fluminea* observamos una extraordinaria plasticidad en cuanto a los tamaños a los que esta especie alcanza la madurez sexual. Así, los ejemplares alcanzan la madurez cuando superan los 6'5 mm en Tennessee, (SINCLAIR & ISOM, 1963), 7 mm en Hong Kong (MORTON, 1977), entre 7 y 10 mm en Texas (ALDRIDGE & McMAHON, 1978; BRITTON & MORTON, 1982), 8 mm en Arkansas (KRAEMER, 1978), entre 9 y 10 mm en tres poblaciones de Taiwán (CHEN *et al.*, 1994) y a partir de 10 mm en Maryland (KENNEDY & VAN HUEKELEM, 1985).

De todas las poblaciones citadas son los individuos de la población del Miño los que presentan mayores tamaños en el momento de alcanzar la madurez sexual (línea germinal femenina madura en individuos de 11-12 mm y la masculina en individuos que miden 14-15 mm) (JIMÉNEZ, *op. cit.*), aunque esta diferencia puede ser debida a que la autora considera individuo “maduro” no al que presenta gametos de ambos sexos en la gónada, sino a aquellos en los que la mayor proporción de gónada se halla madura, o mejor dicho, que el estado que define los folículos gonadales es “maduro”.

### 2.2.5.3. FECUNDACIÓN

En los Bivalvos la fecundación cruzada es el método más habitual de reproducción (MACKIE, 1984), y lo más probable es que suceda a nivel de las cámaras suprabranquiales (SINCLAIR & ISOM, 1961, 1963; McMAHON, 1983). Según KRAEMER, (1986) *C. fluminea* es hermafrodita y capaz de autofecundarse puesto que las gónadas contienen huevos maduros a lo largo de todo el año.

Por otro lado, la presencia de embriones en los folículos gonadales reforzaría la idea de que la autofecundación no es un proceso infrecuente en esta especie, y existen publicaciones con evidencias histológicas de ello como las de KRAEMER (1978) y KRAEMER *et al.* (1986). Además, otros autores incluso consideran que la autofecundación es el proceso de reproducción más utilizado por *C. fluminea* (KIJVIRIYA *et al.*, 1991, McMAHON, 2000).

Los resultados obtenidos por JIMÉNEZ (2004) en una población del río Miño sugieren que *C. fluminea* presenta dos tipos de fecundación: la fecundación cruzada y la autofecundación. Ha encontrado claros ejemplos de fecundación cruzada en individuos inferiores a 13-14 mm que presentaban la fracción masculina inmadura y que presentaban larvas intrabranquiales.

Teniendo en cuenta que *C. fluminea* es una especie hermafrodita simultánea, es posible que se den procesos de autofecundación debido a que en un mismo período puede darse la presencia de ambos gametos en los folículos gonadales y en los conductos de evacuación. JIMÉNEZ (2004) también encontró pruebas histológicas de embriones intrafoliculares e intragonoducto que explicarían la existencia de la autofecundación en los individuos de *C. fluminea* presentes en el tramo internacional del río Miño. Según esta autora, los procesos de autofecundación pueden tener lugar, aparentemente, en cualquier punto de la masa visceral o también en las hemibranquias internas. De hecho, ha encontrado pocos individuos grávidos con tallas inferiores a 14 mm a pesar de presentar ya la fracción femenina

madura, lo que la llevó a pensar que los procesos de autofecundación en las branquias de *C. fluminea* también eran comunes ya que si fueran el resultado de la fecundación cruzada, el número de ejemplares grávidos con tallas comprendidas entre 11 y 14 mm tendría que haber sido mayor.

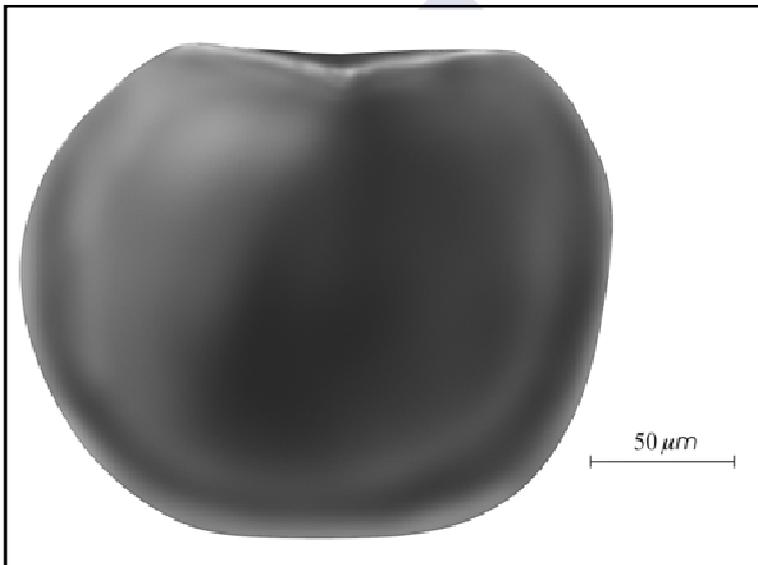
#### 2.2.5.4. INCUBACIÓN Y DESARROLLO LARVARIO

*C. fluminea* es una especie ovovivípara que presenta incubación larvaria sincrónica (COOLEY & Ó FOIGHIL, 2000) y endobranquial (HOEH *et al.*, 2001; KORNIUSHIN & GLAUBRECHT, 2003), de modo que incuba simultáneamente embriones y larvas de un mismo proceso evacuador en los espacios interlamelares de las hemibranquias internas. Esto puede dar lugar a tasas anuales de fecundidad de hasta 68.000 juveniles por individuo (ALDRIDGE & McMAHON, 1978; McMAHON, 2002).

En condiciones de laboratorio, KING *et al.* (1986) establecieron la duración de las distintas fases del desarrollo larvario de *C. fluminea* obteniendo blástulas a las 6 horas de haberse liberado el esperma, trocóforas a las 14 horas, velíferas a las 40 horas, pedivelíferas a las 100 horas y juveniles a las 112 horas. Finalmente observaron que las pedivelíferas tardías y los juveniles estaban formados y se liberaban a los 4 o 5 días (aproximadamente) de la evacuación del esperma.

La mayoría de los estudios muestran que *C. fluminea* libera juveniles en forma de "D" (o de charnela recta) (fig. 11), con longitudes de concha de 0'2-0'25 mm, sin velo (o con pequeños vestigios de él) y con un pié bien desarrollado (HEINSOHN, 1958; ALDRIDGE, 1976; MORTON, 1977; ALDRIDGE & McMAHON, 1978; ENG, 1979; McMAHON, 1983; KENNEDY & VAN HUEKELEM, 1985; KING *et al.*, 1986; KRAEMER & GALLOWAY, 1986; MORTON, 1986; ARAUJO *et al.*, 1993). En concordancia con estos trabajos, la población presente en el Miño también libera juveniles de charnela recta de tamaños de 0'23-0'24 mm (JIMÉNEZ, 2004).

Los resultados del estudio de gravidez y del análisis discriminante de los factores físico-químicos del agua llevados a cabo por JIMÉNEZ (2004) en una población de *C. fluminea* del río Miño, indican que la temperatura es el factor determinante de la presencia de las larvas en sus branquias, siendo el intervalo de 13-15 a 22°C el más idóneo para su aparición. Por debajo de 13°C esta autora no observó embriones o larvas en las branquias, aunque de manera aislada encontró cinco cigotos desarrollándose a una temperatura de 12.7°C pero no llegaron a transformarse en larvas.



**FIGURA 11:** Dibujo de un juvenil en forma de "D" o de chamela recta.

En *C. fluminea* se describieron dos períodos de gravidez-incubación branquial al año, que normalmente coinciden con las estaciones de primavera y otoño (separadas por un período de verano con altas temperaturas). En Norteamérica, el rango de temperatura existente durante las épocas de incubación branquial oscila entre 16 y 28 °C, no observándose ejemplares grávidos cuando la temperatura del agua supera los 28-29 °C (ALDRIDGE,

1976; ALDRIDGE & MCMAHON, 1978; KENNEDY & VAN HUEKELEN, 1985; MCMAHON & WILLIAMS, 1986). Por otra parte, en Texas se describió una población que presentaba embriones y larvas (hasta larvas trocóforas) durante todo el año, pero solo desarrollaban larvas “D” (de charnela recta) cuando la temperatura del agua correspondía con las indicadas arriba (BUSHEK & CAMERON, 1992).

Como la mayoría de los bivalvos de agua dulce, en *C. fluminea* no existe fase larvaria nadadora y de vida libre, lo que puede estar relacionado con los ambientes que esta especie ocupa, ya que las larvas recién liberadas serían arrastradas fácilmente por la corriente de agua.

En algunos trabajos se cita la liberación, en ciertos momentos, de individuos en fases tempranas (larvas trocóforas o larvas velígeras), pero esto responde más bien a choques osmóticos o como respuesta a situaciones estresantes (HEINSOHN, 1958; KING *et al.*, 1986; KRAEMER & GALLOWAY, 1986). Así, durante el estudio llevado a cabo en el Miño por JIMÉNEZ (2004), la autora observó que los ejemplares grávidos transportados vivos al laboratorio liberaban larvas (trocóforas, velígeras y pedivelígeras) y que los individuos grávidos vaciaban por completo sus branquias, independientemente de las fases larvarias incubadas. JIMÉNEZ (2004) considera que se trata de una respuesta a la tensión a la que estaban sometidas y, en el laboratorio, pudo ver que estas fases tempranas no estaban adaptadas para la vida libre, y poco adaptadas para realizar desplazamientos. Otros autores también comentan que, en agua, las larvas trocóforas de *C. fluminea* realizan movimientos rotatorios y las velígeras y pedivelígeras tempranas presentan movimientos limitados de una escasa coordinación (KING *et al.*, 1986; KRAEMER & GALLOWAY, 1986).

El juvenil recién liberado puede nadar y arrastrarse activamente por el sustrato ayudándose del pie (SINCLAIR & ISOM, 1963) y también anclarse al sustrato gracias al filamento bisal adhesivo de tipo mucilaginoso que produce el pie (HEINSOHN, 1958; SINCLAIR & ISOM, 1963; KRAEMER, 1979; KRAEMER *et*

*al.*, 1986). Los juveniles capturados en el Miño (1-3 mm) estaban adheridos a una piedra o grano de arena mediante el filamento bisal (JIMÉNEZ, 2004). Según MACKIE (1979) este bisco larvario sirve de “anclaje” para las larvas dentro de la branquia-marsupio y, en el caso de *C. fluminea* sirve para que los juveniles se sujeten al sustrato impidiendo ser arrastrados por la corriente. La conservación o retraso en la desaparición de este órgano neotónico en los juveniles de *C. fluminea* representa otra adaptación al medio de corrientes rápidas que habita (YONGE, 1962).

Por otro lado, PREZANT & CHALERMWAT (1984) citan la existencia de unas células mucosas en los puentes interlamelares de las hemibranquias internas que secretan hilos de mucus, los cuales pueden ayudar a los juveniles de *C. fluminea* a salir de las branquias, e incluso pueden mantenerlos en suspensión en la columna de agua y asistirlos en su deriva aguas abajo. Este mecanismo de dispersión juvenil mejora la colonización de nuevos hábitats por parte de este bivalvo invasor. Por otro lado, son varios los autores que sugieren que el producto de estas células mucosas proporciona nutrientes que alimentan a los embriones que se están desarrollando en el interior de las branquias (MORTON, 1977; BRITON & MORTON, 1982; DOHERTY *et al.*, 1987).

Cuando las conchas alcanzan los 500-600 µm aproximadamente, los individuos de *C. fluminea* presentes en el río Miño, cambian de forma “D” a forma oval adquiriendo la forma umbonada que se mantiene en los adultos (JIMÉNEZ, 2004), hecho observado también en la población de Maryland (KENNEDY & VAN HUEKELEM, 1985).

## 2.2.6. CRECIMIENTO Y DINÁMICA POBLACIONAL

### 2.2.6.1. CICLO VITAL

Ya fue comentado que las especies del género *Corbicula* comprenden formas de reproducción diferentes, las cuales están relacionadas con su amplio espectro ecológico. Además, también se observaron en este género varias características inusuales de la biología reproductiva, como por ejemplo la poliploidía, el esperma biflagelado y la androgénesis (KING *et al.*, 1986; KOMARU & KONISHI, 1996, 1999; KOMARU *et al.*, 1997; QIU *et al.*, 2001).

*C. fluminea* está descrita de forma general como una especie hermafrodita. La fertilización tiene lugar en el interior de la cavidad paleal y las larvas son incubadas en las hemibranquias internas. Otra característica interesante de esta especie está relacionada con la nutrición embrionaria de los individuos incubados, que aún no es bien conocida. Según KRAEMER & GALLOWAY (1986) y BYRNE *et al.* (2000), los huevos de *Corbicula* son ricos en vitelo, teniendo así un almacenamiento de nutrientes que son esenciales para el desarrollo de los embriones. Por otro lado, las uniones interlamelares de las hemibranquias internas de *C. fluminea* y *C. australis* (DESHAYES, 1830) se hallan modificadas, conteniendo un tejido glandular que produce moco, el cual puede servir como una fuente alternativa de alimento para los embriones (BYRNE *et al.*, 2000). Después de este período protector, las larvas son liberadas al agua produciéndose el enterramiento de las mismas en el sustrato (CATALDO & BOLTOVSKOY, 1999; McMAHON, 2000). Los juveniles de *C. fluminea* recién liberados son diminutos pero ya se encuentran completamente formados, con una concha bien desarrollada, músculos aductores, pié, estatocistos, branquias y sistema digestivo, presentando además la configuración habitual en forma de “D” o charnela recta (McMAHON, 2002). Una vez liberados a la columna de agua, los juveniles se anclan a los sedimentos, vegetación o superficies duras mediante un

filamento bisal gelatinoso. Estos juveniles también pueden ser resuspendidos por corrientes turbulentas y dispersados a distancias considerables, principalmente río abajo (McMAHON, 2000). El período de maduración sexual tiene lugar entre los primeros 3 y 6 meses de vida cuando la longitud de la concha alcanza, generalmente, los 6-10 mm (WILLIAMS & McMAHON, 1989; McMAHON, 1999).

En general, y como veremos más adelante, el ciclo vital de esta especie es extremadamente variable, oscilando entre 1 y 7 años, con un modelo de liberación de juveniles bianual (SINCLAIR & ISOM, 1963; ALDRIDGE & McMAHON, 1978; MATTICE & WRIGHT, 1986; McMAHON, 2000). A pesar de todo, el número de períodos reproductores anuales cambia de ecosistema a ecosistema. La mayoría de los estudios concluyen que esta especie se reproduce dos veces al año, una de estas ocasiones tiene lugar en la primavera-principios de verano y la otra se produce a finales del verano y en el otoño. Por el contrario, algunos estudios encontraron un único período reproductor, mientras que en otros encontraron tres, con diferencias entre años incluso en la misma localidad (DOHERTY *et al.*, 1987; DARRIGRAN, 2002). Estas fluctuaciones en el número de eventos reproductivos pueden estar relacionadas con la temperatura del agua (HORNBAACH, 1992; RAJAGOPAL *et al.*, 2000; MOUTHON, 2001a) o con la disponibilidad de alimento en el medio (CATALDO & BOLTOVSKOY, 1999; MOUTHON, 2001a, b).

*C. fluminea* crece rápidamente, en parte debido a sus elevadas tasas de filtración y asimilación. La mayor parte de su energía es destinada al crecimiento y a la reproducción, y solamente una pequeña parte es dedicada a la respiración (McMAHON, 2002). Según este autor, esta especie presenta las eficiencias de producción neta más altas registradas para cualquier bivalvo de agua dulce.

Al igual que otras especies de bivalvos dulceacuícolas, *C. fluminea* solamente transfiere un pequeño porcentaje de la energía asimilada a la reproducción. Sin embargo, sus elevadas tasas de asimilación le permiten

una alta transferencia de energía a la reproducción cuando la comparamos con otros bivalvos de agua dulce.

*C. fluminea* tiene una alta fecundidad pero presenta una baja tasa de supervivencia de los individuos adultos y una alta tasa de mortalidad a lo largo de todo su ciclo vital. Esta baja supervivencia de los adultos genera unas poblaciones dominadas por los juveniles (McMAHON, 2000, 2002), si bien, en algunos ecosistemas este dominio de la población por parte de los juveniles no es tan efectivo, registrándose la presencia de gran cantidad de individuos adultos y de tamaño considerable (BOLTOVSKOY *et al.*, 1997; SOUSA *et al.*, 2005, 2007b, 2008e; COOPER, 2007).

#### 2.2.6.2. DURACIÓN DEL CICLO VITAL

La estima de la edad en esta especie presenta dificultades importantes. Así, los primeros trabajos sobre este tema se basaron en medidas de bandas o anillos de la concha (SINCLAIR & ISOM, 1963; GARDNER *et al.*, 1976 en BRITTON *et al.*, 1979). Sin embargo, algunos autores (HEARD, 1964; ALDRIDGE & McMAHON, 1978; DUDGEON, 1980; McMAHON, 1983) no consideran válidas estas medidas, pues el patrón de bandas y anillos es, en ocasiones, altamente variable, y en muchos individuos ni siquiera se diferencian claramente los anillos.

Se observa una amplia variabilidad en cuanto a la vida media de esta especie. Así, en poblaciones americanas se encontró que en Texas varía entre 1'5 y 3'5 años según las poblaciones (ALDRIDGE & McMAHON, 1978; WILLIAMS & McMAHON, 1986), en California se observó que vivía al menos 4 años (ENG, 1977), 3 años y también algunos ejemplares de 4 años en Georgia (STITES *et al.*, 1995), 4-7 años en Tennessee (SINCLAIR & ISOM, 1963; ALDRIDGE & McMAHON, 1978; MATTICE & WRIGHT, 1986) y 3 años en Argentina (ITUARTE, 1985). En Hong Kong es de aproximadamente 4 años (MORTON, 1977).

A la vista de estos y otros datos de la bibliografía (HEINSOHN, 1958; LÉVÊQUE, 1973; ENG, 1979; SICKEL, 1979; McMAHON & WILLIAMS, 1986; WILLIAMS & McMAHON, 1986; DUBOIS, 1995), podemos concluir que el ciclo vital de los individuos de *C. fluminea* tiene una duración muy variable dependiendo de las poblaciones, aunque la media es de 1'5-5 años, aproximadamente.

### 2.2.6.3. CRECIMIENTO

Una parte importante de los trabajos existentes sobre el crecimiento de *Corbicula* están basados en muestreos repetitivos realizados durante un período reproductivo (un año o más) o durante todo el ciclo vital de los ejemplares estudiados (MORTON, 1977; ALDRIDGE & McMAHON, 1978; SICKEL, 1979; ENG, 1979; ITUARTE, 1985; BRITTON & MORTON, 1986; WILLIAMS & McMAHON, 1986; DARRIGRAN & MAROÑAS, 1989; FRENCH & SCHLOESSER, 1991; STITES *et al.*, 1995; entre otros). Para estimar el índice de crecimiento (diario, mensual o anual) se realizaron estudios marcando individuos y manteniéndolos en jaulas en su medio natural (BRITTON *et al.*, 1979; BUTTNER & HEIDINGER, 1980; WELCH & JOY, 1984; JOY, 1985; MATTICE & WRIGHT, 1986; McMAHON & WILLIAMS, 1986; BELANGER *et al.*, 1990; TAN TIU & PREZANT, 1992).

Estos trabajos muestran que el crecimiento de esta especie es exponencial, de modo que, durante su primer año de vida el individuo crece muy rápidamente, alcanzando entre 14 y 33 mm, retardándose el crecimiento a medida que su edad avanza.

HORNBAACH (1992) y STITES *et al.* (1995) observaron tasas de crecimiento lentas en los ríos americanos con bajo contenido mineral, situación desfavorable para el desarrollo del bivalvo según BOYCOTT (1936). MOUTHON (2001a) también observó tasas semejantes en un embalse oligotrófico del Ródano (Francia) donde el ciclo vital alcanzaba los 5 años.

Hay trabajos que demuestran que el crecimiento disminuye o cesa a bajas temperaturas (ALDRIDGE & McMAHON, 1978; ENG, 1979; BUTTNER & HEIDINGER, 1980; HALL, 1984; ITUARTE, 1985; JOY, 1985; WELCH & JOY, 1984; BRITTON & MORTON, 1986; MATTICE & WRIGHT, 1986; McMAHON & WILLIAMS, 1986; FRENCH & SCHLOESSER, 1991; STITES *et al.*, 1995). Sin embargo, TAN TIU & PREZANT (1992) afirman que el índice de crecimiento es mayor en las estaciones frías.

Asimismo, en la bibliografía se encuentran referencias a factores que pueden afectar negativamente al crecimiento, como el inicio de la reproducción (MORTON, 1977; ITUARTE, 1985; JOY, 1985; MATTICE & WRIGHT, 1986), la falta de alimento, una baja disponibilidad de oxígeno, la disminución en la concentración de calcio, etc. (MORTON, 1977; SICKEL, 1986; ITUARTE, 1985; McMAHON & WILLIAMS, 1986; WILLIAMS & McMAHON, 1986; BELANGER *et al.*, 1990; STITES *et al.*, 1995).

#### 2.2.6.4. TAMAÑO DE LOS INDIVIDUOS

Se observa una amplia plasticidad en cuanto al tamaño máximo que pueden alcanzar los individuos de *C. fluminea* en los diferentes continentes. En Norteamérica hay poblaciones de Georgia que no superan los 18-20 mm, con individuos aislados de 21-26 mm (STITES *et al.*, 1995), en el Lago Arlington (Texas) pueden alcanzar los 46 mm (WILLIAMS & McMAHON, 1986) y 48'6 mm en Tennessee (MATTICE & WRIGHT, 1986). En Argentina, alcanzan 42 mm en el Río de la Plata (DARRIGRAN & MAROÑAS, 1989), mientras que en una población de Hong Kong solo alcanzan 35 mm (MORTON, 1977).

#### 2.2.6.5. DENSIDADES Y BIOMASAS POBLACIONALES

Según SOUSA *et al.* (2008e), las densidades y biomásas de *C. fluminea* halladas en el estuario del Miño fueron similares a las registradas en

otros ecosistemas europeos y americanos (MILLER & PAYNE, 1994; PHELPS, 1994; CATALDO & BOLTOVSKOY, 1999; MOUTHON, 2001b; MOUTHON & PARGHENTANIAN, 2004).

SOUSA *et al.* (2008e) combinaron varios factores abióticos mediante un modelo de regresión múltiple para determinar la distribución de la biomasa de *C. fluminea* en el estuario del Miño. Este modelo explicó cerca del 60 % de las diferencias en la biomasa de *C. fluminea* ( $R^2 = 59.3 \%$ ,  $F_{[9;86]} = 13.9$ ;  $\alpha \leq 0.001$ ) y mostró que variables como el potencial redox, la materia orgánica, dureza, arena muy gruesa y arena fina mostraban un coeficiente de correlación positivo; de esta manera la biomasa de esta especie era mayor para valores más altos de estas variables, mientras que, con las variables nitratos y amonio se observaba una correlación negativa.

### **2.2.7. CONDICIÓN METABÓLICA**

La respuesta de un organismo al estrés debe ser considerada un componente normal de su metabolismo destinado a redireccionar aspectos metabólicos y elementos celulares para hacer frente a una situación desfavorable (PICKERING, 1981).

El desarrollo de los métodos analíticos en la evaluación ambiental ha pasado del análisis de comunidades hacia niveles menores de organización, de forma que tras el nivel específico (especies bioindicadoras, bioacumuladoras y centinelas) se ha llegado al nivel infraespecífico, el cual incluye marcadores moleculares, bioquímicos, histológicos, citológicos, fisiológicos y etológicos de individuos provenientes del medio. Son los denominados de forma genérica como **Biomarcadores**.

### 2.2.7.1. BIOMARCADORES MOLECULARES O INDICADORES METABÓLICOS DE RESERVA ENERGÉTICA

Según LAGADIC *et al.* (1997) un biomarcador es un cambio observable o medible a nivel molecular, bioquímico, celular, fisiológico o comportamental que revela la exposición presente o pasada de un individuo, a una o más sustancias químicas con carácter contaminante. Desde nuestro punto de vista esta definición está demasiado centrada en los biomarcadores específicos para contaminación química, ya que algunos biomarcadores más genéricos pueden ser útiles a la hora de evaluar diversos tipos de estrés, además del químico.

Por lo tanto, cualquier cuantificación o relación de componentes que pueda dar una idea del estado fisiológico general de un organismo es susceptible de ser utilizada como un **indicador metabólico**.

Los tres parámetros analizados en este trabajo se consideran **biomarcadores no específicos o indicadores metabólicos**, ya que responden ante diferentes tipos de estrés (natural o antrópico) y pueden reflejar verazmente el grado de exposición del organismo y su estado metabólico, aunque sin señalar el agente perturbador.

Para interpretar correctamente los datos procedentes de cualquier tipo de biomarcador es necesario estudiar previamente los factores fuente de variación de la molécula en cuestión y la fisiología de la especie sometida a estudio, así como los niveles normales de cada biomarcador en cada especie (MEYER, 1990; BRIEGEL, 2003).

#### 2.2.7.1.1. LAS PROTEÍNAS COMO BIOMARCADOR

Las proteínas son uno de los componentes más importantes de los organismos y cumplen numerosas funciones. Están constituidas por Hidrógeno, Carbono, Nitrógeno, Oxígeno y Azufre, siendo el Nitrógeno el

elemento más característico; de ahí que las proteínas estén consideradas como los compuestos nitrogenados por excelencia de los organismos. Presentan una estructura química formada por la unión lineal de un conjunto de unidades elementales denominadas alfa-aminoácidos mediante enlaces peptídicos. Éstos, a su vez están formados por un carbono alfa unido a un grupo carboxilo, a un grupo amino, a un hidrógeno y a una cadena R (denominada Radical) de estructura variable, la cual determina la identidad y las propiedades de cada aminoácido. Existen cientos de cadenas R, lo que genera cientos de aminoácidos diferentes, pero sólo 20 forman parte de las proteínas. La unión entre los residuos de los aminoácidos da lugar a cadenas llamadas polipeptídicas o polipéptidos, que se denominan proteínas cuando superan los 50 aminoácidos.

Las moléculas orgánicas más abundantes en la célula son las proteínas, que constituyen más del 50 % del peso seco de la misma. Cada tipo de célula tiene un papel específico que viene determinado por su composición proteica. En efecto, la posibilidad de usar 20 aminoácidos diferentes que se puedan situar en distintas posiciones en la cadena proteica hace que exista una gran diversidad de proteínas diferentes. Esta variedad genera funciones sumamente diversas, que permiten a las proteínas participar en todos los procesos biológicos y constituir estructuras fundamentales en los organismos.

En un determinado momento, la composición proteica de las células depende del conjunto de genes que se estén activando, y esto está relacionado de forma directa con las señales que la célula recibe de su microambiente y con las características celulares que le son propias. Por lo tanto, el patrón proteico de una célula vegetal será distinto al de una célula animal, una célula hepática de un molusco será distinta a una célula hepática de un humano, al mismo tiempo que una célula hepática de un molusco será distinta a una neurona del mismo animal.

El contenido en proteínas refleja fielmente el estatus fisiológico de un organismo y es una buena medida de sus reservas energéticas (VILLARROEL *et al.*, 2009). Teniendo esto en cuenta, se han llevado a cabo trabajos que relacionan la concentración de proteínas con el desarrollo ontogénico, como por ejemplo en el pez pleuronectiforme *Paralichthys olivaceus* (GWAK & TANAKA, 2002) y en larvas de Dípteros de las subfamilias *Anophelinae* y *Culicinae* (VAN HANDEL, 1988; TIMMERMAN & BRIEGEL, 1999). Todos los resultados obtenidos muestran un incremento, más o menos lineal, de la cantidad de proteínas durante el desarrollo del animal hasta llegar a las fases previas a la metamorfosis, en las cuales se produce un aumento más pronunciado. En la etapa postmetamórfica los niveles de proteínas de *Paralichthys olivaceus* decrecen drásticamente (GWAK & TANAKA, 2002). Por otro lado, en ninfas macho del Efemeróptero *Epeorus sylvicola*, los niveles de proteínas descienden en favor de la síntesis del cuerpo graso a medida que se aproximan al estado de subimago. En las hembras sucede lo contrario, ya que la ovogénesis requiere unas altas tasas de síntesis proteica. De esta forma se pone de manifiesto la influencia, en algunas especies, del sexo de los individuos sobre las variaciones de los niveles proteicos (MEYER, 1990).

Normalmente, las variaciones en las condiciones ambientales, tanto bióticas como abióticas, suelen ser determinantes en los ciclos vitales y reproductivos de las especies (CHOE *et al.*, 2003). Estos ciclos condicionan todos los aspectos de la biología de los animales, entre ellos la fisiología. Por lo tanto, los niveles de proteínas fluctúan a lo largo del año en función de la época reproductora y los ciclos vitales. Así, lo más habitual es que en etapas previas a la reproducción exista un incremento de los niveles proteicos, más notorio en las hembras debido a la alta composición en proteínas del huevo. Este patrón ha sido corroborado por ROSA & NUNES (2003), SILVA-CASTIGLIONI *et al.* (2007) y DUTRA *et al.* (2007; 2008) en Crustáceos; por GALAP *et al.* (1997) en Bivalvos y por CHOE *et al.* (2003) en el quetognato *Parasagitta elegans*.

En la mayoría de los estudios realizados sobre la relación entre la concentración de proteínas y el estrés ambiental (natural o antrópico) se confirma la hipótesis de que el estrés reduce significativamente la concentración de proteínas, ya sea en fluidos corporales, músculo, tegumento u otros tejidos. Esto se explica por el hecho de que un animal en condiciones óptimas dedica gran parte de sus recursos moleculares y energéticos al crecimiento, y por lo tanto al anabolismo de proteínas de todo tipo (estructurales, enzimas, hormonas, etc.), pero, cuando se ve sometido a estrés debe invertir estos recursos en la compensación del mismo. Así, una reducción en el contenido proteico indica que las proteínas tisulares están sometidas a proteólisis que resulta en la producción de aminoácidos, utilizados principalmente para la producción de energía durante las condiciones de estrés (SANCHO *et al.*, 2009; VILLARROEL *et al.*, 2009).

En el trabajo de CHOI *et al.* (2001), se confirma un incremento significativo en los niveles de proteínas totales en *C. riparius* en condiciones de hipoxia. Los autores justifican este hecho por el alto porcentaje – 60 % según CHOI (1998) – del contenido total en proteínas correspondiente a la hemoglobina, cuya síntesis se incrementa en condiciones de hipoxia.

#### 2.2.7.1.2. EL GLUCÓGENO COMO BIOMARCADOR

El glucógeno es un polisacárido de reserva energética que está formado por cadenas ramificadas de glucosa. Es muy abundante en el hígado de los organismos, aunque también se encuentra en menor cantidad en los músculos, así como en varios tejidos. Cuando un organismo o célula necesita un aporte de energía debido a una situación desfavorable o estresante, el glucógeno se degrada de nuevo a glucosa, quedando ésta disponible para su uso por parte del metabolismo energético.

Son muchos los factores que influyen en los niveles de glucógeno de los organismos ya que este polisacárido constituye, en la mayoría de los

metazoos, la principal reserva energética de rápida movilización. Varios investigadores han tratado de dilucidar cuales son las principales fuentes naturales y antrópicas de su variación y de qué forma influyen éstas sobre las reservas de dicha molécula en distintos tipos de animales.

TIMMERMAN & BRIEGEL (1999) hallaron una correlación lineal entre el tamaño corporal y los niveles de glucógeno en Dípteros de las subfamilias *Culicinae* y *Anophelinae*. En concordancia con esto, CAVALETTO *et al.* (2003) afirman que en ciertos Efemerópteros del género *Hexagenia* los niveles de glucógeno varían en función de la cantidad de alimento potencial disponible.

Uno de los factores naturales que más influye en la cantidad de glucógeno de los organismos es el ciclo reproductivo, que está sincronizado normalmente con las condiciones climatológicas del área de distribución de la especie. DUTRA *et al.* (2007, 2008) determinaron las variaciones estacionales de glucógeno en varias especies de Crustáceos dulceacuícolas, determinando que la fuente principal de estas variaciones son el estado reproductivo y la disponibilidad de alimento. Por otro lado, GALAP *et al* (1997) observaron que en el Bivalvo marino *Glycymeris glycymeris*, los niveles de glucógeno sufren variaciones completamente sincronizadas con su ciclo reproductivo, mostrando siempre un pico entre dos y tres meses antes de la época reproductiva.

KOOP *et al.* (2008) observaron que las reservas de glucógeno de tres especies distintas de macroinvertebrados fluviales se relacionaban estrechamente con la zona del río donde habían sido recogidos, de modo que a medida que se alejaba del hábitat óptimo de cada organismo, sus reservas de glucógeno disminuían. En este caso, el factor “hábitat” engloba todos aquellos factores bióticos y abióticos que afectan a cada una de las especies de forma particular.

Dentro de los factores naturales que producen variaciones en los niveles de glucógeno también se incluyen ciertos tipos de agentes

estresantes de origen no antrópico, como la competencia intra e interespecífica, el ayuno, las condiciones hipóxicas, etc. Estas fuentes de estrés existen en los ecosistemas de forma natural, aunque en algunos casos se ven potenciadas e intensificadas por la acción del hombre. En la mayoría de los casos, sea de origen antrópico o no, se acepta que el estrés produce un gasto de energía adicional que normalmente se traduce en una disminución de las reservas de glucógeno. Este gasto energético es debido a distintas causas según el tipo de estrés: así por ejemplo, en el caso del ayuno, si los animales no ingieren alimento, el metabolismo basal y las funciones vitales básicas recurren a la energía almacenada y los niveles de reservas caen (OKUMURA *et al.* 2002). Otro agente estresante que está presente en los ecosistemas acuáticos de forma natural es la hipoxia. La falta de oxígeno suele tener dos consecuencias directas en los organismos que se ven sometidos a hipoxia; la inducción del ayuno y el paso del metabolismo aeróbico al anaeróbico, que es menos eficiente, ya que no degrada completamente los sustratos energéticos (HAMBURGUER *et al.*, 1994, 1995, 1996 y 2000).

En cuanto al estrés de origen exclusivamente antrópico, han sido publicados numerosos trabajos acerca de la reducción de los niveles de glucógeno en presencia de distintos contaminantes químicos (metales pesados, elementos traza, pesticidas, fungicidas, herbicidas, disruptores hormonales, etc.) y en distintos grupos animales acuáticos como Teleósteos, Crustáceos, Moluscos e Insectos. La hipótesis más consensuada para explicar esta reducción indica que bajo una situación de estrés químico, los organismos, normalmente y dependiendo de la dosis contaminante, cesan o disminuyen la actividad alimentaria reduciendo así la incorporación de tóxicos, y gastan grandes cantidades de energía en procesos de detoxificación y compensación fisiológica (CHOI, 1998). Ciertos agentes contaminantes provocan, además del estrés tóxico, un descenso en la disponibilidad de oxígeno. En estos casos, los efectos de ambos tipos de

estrés actúan de forma sinérgica sobre los niveles de reservas energéticas, y por lo tanto sobre los niveles de glucógeno, haciendo que disminuyan significativamente. Del mismo modo, algunos tóxicos afectan directamente a enzimas digestivas reduciendo la eficiencia de la digestión y de la asimilación del alimento ingerido, incrementando el efecto negativo sobre las reservas de glucógeno (DE COEN & JANSSEN, 1998). Otros investigadores han determinado que los niveles de glucógeno se reducen también por efecto de la contaminación orgánica, así, COBO *et al.* (2012) han observado que la trucha común (*Salmo trutta*) muestra los menores niveles de glucógeno almacenado en el músculo en las estaciones que presentan los mayores niveles de contaminación orgánica.

Por otro lado, el estrés no siempre afecta negativamente a los niveles de glucógeno, y así, existen casos en los que la exposición a ciertos tipos de agentes contaminantes no produce ningún cambio o incluso dan lugar a un ligero aumento en las reservas de glucógeno. Este fenómeno se ha explicado a través de diferentes hipótesis:

1. PEPLow & EDMONDS (2005) observaron que las reservas hepáticas de glucógeno en un grupo de truchas arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) expuestas permanentemente a metales, eran incluso superiores a las de individuos no expuestos. Los autores concluyeron que era debido a una patología causada por el Cobre llamada GSD IV (desorden de almacenamiento de glucógeno tipo IV), la cual consiste en la síntesis de una molécula anormal de glucógeno insoluble que se acumula en forma de inclusiones en el hígado y que no vuelve a ser transformado en glucosa; imposibilitando de esta manera su distribución a otros tejidos.

2. SERVIA *et al.* (2006) han demostrado que la exposición de larvas de *Chironomus riparius* a dosis relativamente bajas de cobre produce pequeños aumentos en los niveles de glucógeno. ORTEL (1996), formula dos posibles

hipótesis para los altos niveles de glucógeno tisular obtenidos en individuos del Lepidóptero *Lymantria dispar* expuestos a bajas concentraciones de Cadmio, Plomo y Cobre. La primera de ellas es un fenómeno conocido como hormesis, por el cual pequeñas dosis de tóxicos pueden tener efectos beneficiosos para los organismos expuestos. La segunda es la posible interferencia de los metales mencionados con enzimas relacionadas con el metabolismo del glucógeno, concretamente con la glucogenólisis.

3. STUIJFZAND *et al.* (1996, 1998) han expuesto que en un ambiente contaminado por metales pesados y con una elevada carga orgánica, los niveles de glucógeno en larvas de *C. riparius* no disminuyeron. Los autores sostienen que, o bien la contaminación por metales era suficientemente baja como para que se compensase con los efectos positivos de la abundancia de alimento, o bien las partículas de materia orgánica ejercen algún efecto de neutralización o reducción de la biodisponibilidad de los agentes tóxicos.

#### 2.2.7.1.3. LA RELACIÓN ARN/ADN COMO BIOMARCADOR

Las células contienen dos formas de ácidos nucleicos, el ácido desoxirribonucleico o ADN y el ácido ribonucleico o ARN. Ambos son polímeros de nucleótidos que están formados por un azúcar de cinco carbonos (desoxirribosa en el ADN y ribosa en el ARN), una base nitrogenada (adenina, timina, citosina, guanina o uracilo) y una molécula de fosfato. Los polímeros de ADN son mucho más largos que los de ARN, pero estos últimos son mucho más abundantes en la mayoría de las células.

Las moléculas de ARN son los productos iniciales de la expresión de un gen destinado a la síntesis de proteínas. La expresión de los genes es la base del metabolismo celular, pues el ADN se transcribe en ARN, el cual a su vez se traduce en proteínas. Esta secuencia de ADN-ARN-proteínas forma el principio fundamental de la biología molecular.

Hay diferentes tipos de ARN presentes en una célula. Generalmente se clasifican de acuerdo a su función y su tamaño, como por ejemplo el peso molecular y el coeficiente de sedimentación (S). Los tipos principales son; el ARNr o ribosomal, el ARNt o de transferencia y el ARNm o mensajero.

El ARN mensajero se sintetiza durante la transcripción gracias a la ARN polimerasa. Está presente en un porcentaje pequeño y consiste en una mezcla heterogénea de moléculas que codifican para diferentes proteínas sintetizadas en los ribosomas. Su fracción está compuesta por cientos de moléculas (codones o secuencias de tres pares de bases que codifican un aminoácido concreto) que difieren en la composición de las bases nitrogenadas y el tamaño, y no se pueden fraccionar en una sola banda de geles de agarosa o poliacrilamida (SLATER, 1986).

Los ARN's de transferencia son moléculas más pequeñas y responsables de llevar aminoácidos específicos hacia los ribosomas, ya que en un extremo cuenta con un aminoácido y en el otro, con una secuencia de tres pares de bases llamada anticodón, a la que se une el codón del ARNm.

El ARN ribosómico constituye la mayor parte del ARN celular y facilita el acoplamiento específico entre el ARNm y el ARNt para la traducción de proteínas en los ribosomas.

El conocimiento de la estructura, metabolismo y modo de acción del ARN en la síntesis de proteínas es fundamental para entender el control de la expresión genética, división celular, crecimiento y desarrollo de los organismos.

El concepto base para la utilización de la relación ARN/ADN como indicador es que el contenido de ADN por célula viable permanece más o menos constante a pesar de las variaciones de las condiciones ambientales, mientras que la concentración de ARN, directamente relacionada con el número de ribosomas y por tanto con la síntesis activa de proteínas, varía en función de la edad, el estado de desarrollo, el tamaño del organismo, el

estado nutricional y las condiciones ambientales (OKUMURA *et al.*, 2002; ROSA & NUNES, 2003; CHÍCHARO & CHÍCHARO, 2008). Bajo condiciones óptimas, en las que los recursos disponibles serán destinados al crecimiento o a la reproducción (síntesis proteica), la relación ARN/ADN será mayor que en situaciones en las que exista algún tipo de estrés. Por este motivo PEAKALL (1992) afirma que este parámetro constituye un indicador muy útil de crecimiento reciente y del estado general de nutrición.

CHÍCHARO & CHÍCHARO (2008) realizan una profunda revisión desde el año 1969 acerca de la utilización de este biomarcador en ecología marina, definiéndolo como un índice ecofisiológico de actividad (crecimiento, reproducción, secreción, etc.). También añaden una serie de posibles aplicaciones a las ya mencionadas para este indicador, como por ejemplo la evaluación de los impactos de origen natural y antrópico, el análisis de las interacciones tróficas y la medición de la actividad metabólica.

Existen numerosos trabajos que estudian las variaciones de dicho parámetro con relación a la calidad de la dieta. Así por ejemplo, BECKER *et al.* (2005) llevaron a cabo este estudio en *Calanus finmarchus* y VREDE *et al.* (2002) lo realizaron en *Daphnia galeata*, obteniendo en ambos casos una correlación positiva. Por otro lado, también han sido estudiadas las variaciones producidas en este indicador con respecto al estado de desarrollo larvario (IBIAM & GRANT, 2005) y a la metamorfosis (GWAK & TANAKA, 2002). GWAK & TANAKA (2002) observaron en el teleósteo *Paralichthys olivaceus* un aumento progresivo de la relación ARN/ADN durante el desarrollo larvario, paralelo, como cabría esperar, al de los niveles de proteínas. Este incremento, intensificado en las fases premetamórficas, tiene su punto de inflexión en el momento de la metamorfosis, y decrece rápidamente en las etapas sucesivas. Esta pauta responde a la enorme síntesis proteica (hormonas, enzimas y componentes estructurales) que requiere el proceso metamórfico y al incremento de la división celular que aumenta los niveles de

ADN, provocando todo ello el descenso de la relación en la fase postmetamórfica.

En cuanto al tejido del cual se extraen las muestras, OLIVAR *et al.* (2009) realizaron una comparación de los valores obtenidos en distintos tejidos del mismo individuo. En este estudio, se obtuvieron diferencias significativas entre tejidos y se determinó cuál o cuáles eran los más apropiados para su cuantificación en larvas de peces.

También han sido estudiadas las variaciones temporales de la relación ARN/ADN en distintos organismos. Así, CHÍCHARO *et al.* (2001) analizaron las variaciones circadianas en *Crassostrea angulata* y *Ruditapes decussatus*, y obtuvieron relaciones significativamente mayores en las muestras tomadas durante la noche. En contraposición, VIDAL *et al.* (2006), trabajando con paralarvas de *Loligo opalecens*, obtuvieron valores significativamente más altos de día que de noche. Estas diferencias interespecíficas implican la necesidad de conocer con claridad las características de la especie sometida a estudio.

En cuanto a las variaciones estacionales, la relación ARN/ADN suele estar sincronizada con los factores ambientales, siendo mayor en las épocas de condiciones más favorables para cada especie (ROSA & NUNES, 2003). También HAINES (1980) afirma que la relación ARN/ADN varía a lo largo del año en función del peso del individuo y de la temperatura del agua, salvo en la época de reproducción, momento en el cual la relación descende, probablemente debido a un elevado gasto energético que limita la síntesis proteica y, consecuentemente, la relación mencionada.

Según CHÍCHARO & CHÍCHARO (2008), durante la época reproductiva el sexo del individuo parece ser un factor determinante ya que la relación ARN/ADN es mayor en las hembras que en los machos, debido a la síntesis proteica necesaria para la oogénesis, mientras que la gran cantidad de ADN producto de la espermatogénesis da lugar a una baja relación en los machos.



### **CAPÍTULO 3**

### **ESTACIONES DE MUESTREO**



### 3.1. ÁREA DE ESTUDIO

La cuenca del río Miño se encuentra situada en el noroeste de la Península Ibérica. Tiene una longitud aproximada de 300 km, de los cuales, los primeros 230 km están fuertemente regulados por la presencia de numerosos embalses. Sin embargo, los últimos 70 km que conforman la frontera natural que divide las tierras gallegas del vecino Portugal carecen de este tipo de estructuras y presentan unas buenas condiciones ecológicas, a pesar de que existen pequeños focos de contaminación orgánica (SOUSA *et al.*, 2005). El río Miño desemboca en el océano Atlántico formando un estuario que abarca los últimos 40 km de su recorrido, pues la pendiente media en el tramo situado entre la presa de A Frieira y la desembocadura es de tan solo el 0'06 % (RÍO-BARJA & RODRÍGUEZ-LESTEGÁS, 1992). En la zona de estuario se diferencia una sección de marea de agua dulce de aproximadamente unos 30 km. Este estuario se caracteriza por presentar aguas parcialmente mezcladas; sin embargo, durante los períodos de fuertes avenidas tiende a evolucionar hacia un estuario de cuña salina (SOUSA *et al.*, 2005). Su desembocadura, donde se acumula gran cantidad de arena, se sitúa a nivel de la población de A Guarda. En esta zona presenta un caudal absoluto próximo a los 420 m<sup>3</sup>/s (RÍO-BARJA & RODRÍGUEZ-LESTEGÁS, 1992).

El estuario del Miño alberga una diversidad natural que llevó a declararlo Lugar de Interés Comunitario (LIC), incluido en la propuesta gallega para la Red Natura 2000, así como Zona de Especial Protección para las Aves (ZEPA).

El área seleccionada para llevar a cabo la realización de este estudio se circunscribe a los últimos 32 km de canal (fig. 12). En esta zona fueron seleccionadas cinco estaciones de muestreo que fueron visitadas mensualmente utilizando medios propios y los medios que puso a nuestra disposición la Comandancia Naval del Miño.



FIGURA 12: Mapa de localización de las estaciones de muestreo en el tramo final del río Miño.

### 3.2. ELECCIÓN DE LAS ESTACIONES DE MUESTREO

Se seleccionaron cinco estaciones de muestreo en los últimos 32 km del río.

#### 3.2.1. PÁRAMOS (UTM 29T 531482.48 4656017.12)

Es la estación que está más alejada de la desembocadura, pues está situada a unos 31'5 km de la misma. Corresponde a una playa fluvial de tipo areno-fangosa que se encuentra situada en Páramos de Tui, en el

margen derecho del río, aguas arriba del municipio de Tui. La toma de muestras se realizó en la zona situada aguas abajo de la playa, a profundidades de 1-2 m. El Miño tiene 374 m de anchura en esta zona (fig. 13).



**FIGURA 13:** Situación del área de muestreo (área de color amarillo) en la estación Páramos.

De acuerdo con los datos fisicoquímicos obtenidos *in situ* durante los muestreos (fig. 14), el pH se mantiene casi sin variaciones y en torno al valor 7, la temperatura fluctúa entre 6'8 y 23'1 °C, la cantidad de oxígeno disuelto en el agua es siempre superior a 7 mg/l (con un pico en los meses más fríos y en el mes de agosto, donde se observa un incremento secundario) y el porcentaje de saturación nunca baja del 66 %, la salinidad varía entre 0'09 y 0'18 psu, y la conductividad oscila entre 82 y 125  $\mu\text{S/cm}$ .

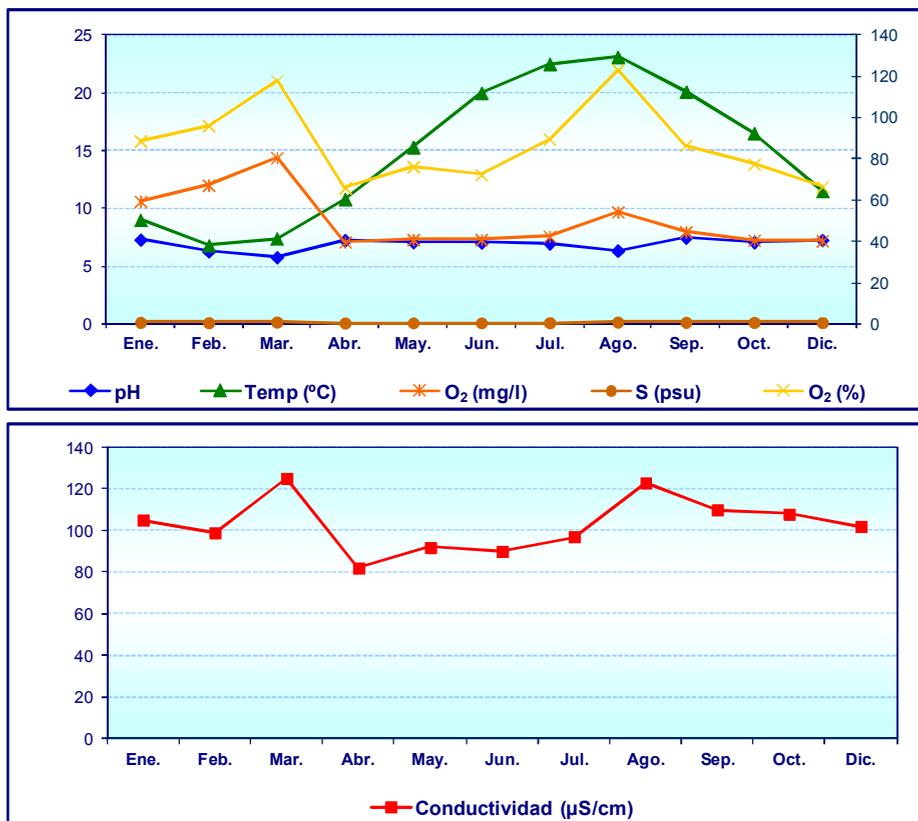


FIGURA 14: Evolución de los valores de los parámetros fisicoquímicos en la estación de Páramos durante el período de muestreo (el porcentaje de saturación de O<sub>2</sub> se representa en el eje secundario).

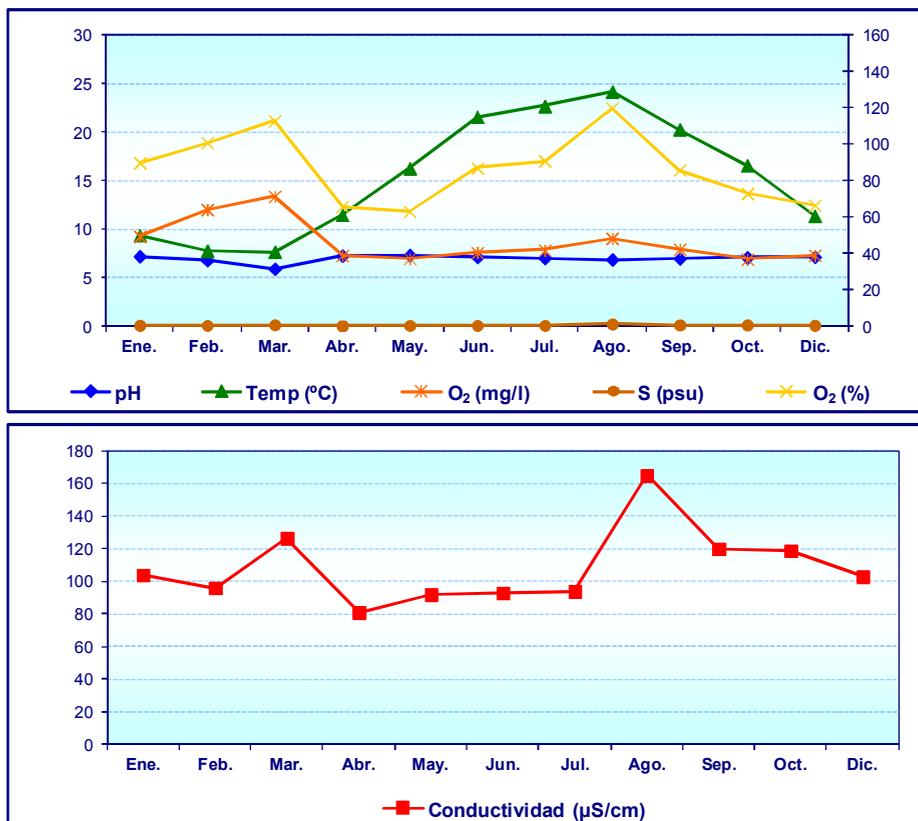
### 3.2.2. CAMPING (UTM 29T 525449.22 4648716.49)

Esta estación está situada a unos 21 km de la desembocadura y se corresponde con el área adyacente al embarcadero del Camping “Estanque Dourado” (Carregal de Abaixo, Tomiño) (fig.15). El área de muestreo está situada a profundidades de 3-4 m y en el lecho abundan los grandes bloques. Esta estación presentó gran cantidad de algas filamentosas enraizadas durante todo el período de muestreo. El río presenta una anchura de 307 m.



**FIGURA 15:** Situación del área de muestreo (área de color amarillo) en la estación Camping.

De acuerdo con los datos fisicoquímicos obtenidos *in situ* durante los muestreos (fig. 16), el pH se mantiene sin apenas variaciones y en torno al valor 7, la temperatura fluctúa entre 7'8 y 24'2 °C, la cantidad de oxígeno disuelto en el agua es siempre superior a 6'9 mg/l (con un pico en los meses más fríos y en el mes de agosto, donde se observa un incremento secundario) y el porcentaje de saturación nunca es inferior al 63 %, la salinidad varía entre 0'08 y 0'27 psu, y la conductividad oscila entre 81 y 165  $\mu\text{S}/\text{cm}$ .



**FIGURA 16:** Evolución de los valores de los parámetros fisicoquímicos en la estación Camping durante el período de muestreo (el porcentaje de saturación de O<sub>2</sub> se representa en el eje secundario).

### 3.2.3. LA LENTA (UTM 29T 521815.86 4646523.34)

Con este nombre se conoce a una isla de aspecto alargado situada cerca de la orilla izquierda del río, a 16'5 km de su desembocadura. La zona de muestreo se delimitó en el margen derecho del extremo anterior de la isla (fig. 17), y las muestras fueron tomadas en un fondo de arena media situado a 0'5-1 m de profundidad. El río presenta una anchura de 468 m en esta zona.



**FIGURA 17:** Situación del área de muestreo (área de color amarillo) en la estación de La Lenta.

De acuerdo con los datos fisicoquímicos obtenidos *in situ* durante los muestreos (fig. 18), el pH se mantiene sin apenas variaciones y en torno al valor 7, la temperatura fluctúa entre 7'5 y 24'2 °C, la cantidad de oxígeno disuelto en el agua es siempre superior a 7 mg/l (con un pico en los meses más fríos y en el mes de agosto, donde se observa un incremento secundario) y el porcentaje de saturación nunca baja del 63 %, la salinidad varía entre 0'09 y 0'37 psu, y la conductividad oscila entre 83 y 210  $\mu\text{S}/\text{cm}$ .

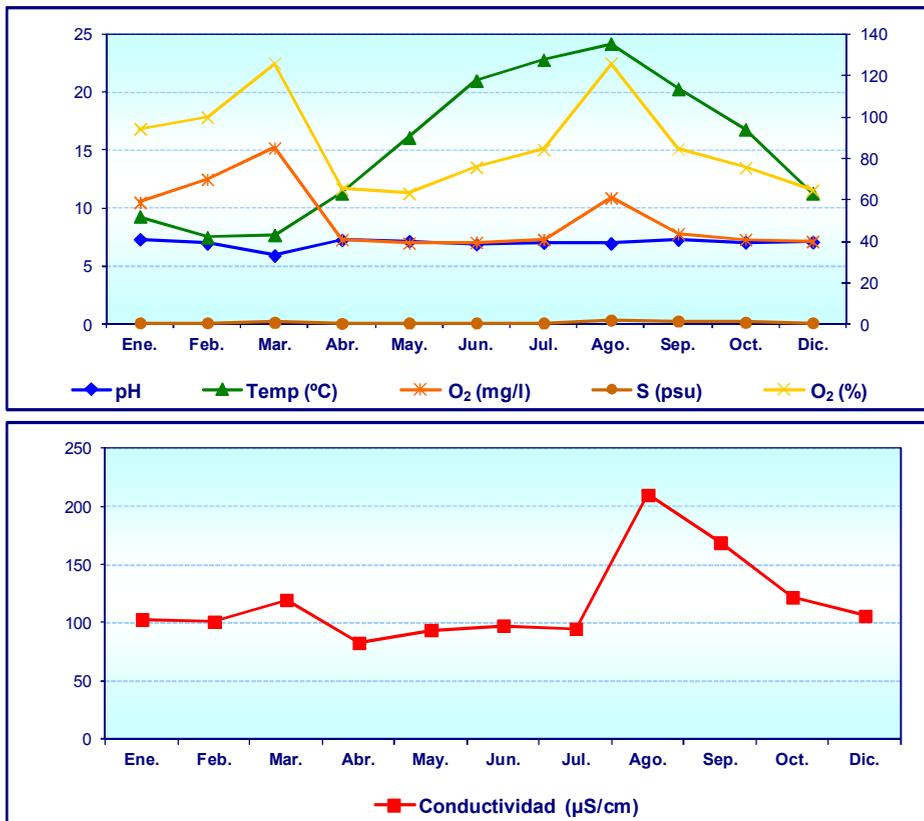


FIGURA 18: Evolución de los valores de los parámetros fisicoquímicos en la estación La Lenta durante el período de muestreo (el porcentaje de saturación de O<sub>2</sub> se representa en el eje secundario).

### 3.2.4. LA BOHEGA (UTM 29T 519122.61 464164.00)

Como la estación anterior, se trata de una isla, en este caso situada en el centro del canal, a unos 10'5 km de la desembocadura (fig. 19). El Miño tiene en esta zona una anchura de 944 m. El área de muestreo se delimitó en el extremo posterior, donde se dragó el fondo de arena situado entre 1-2 m de profundidad.

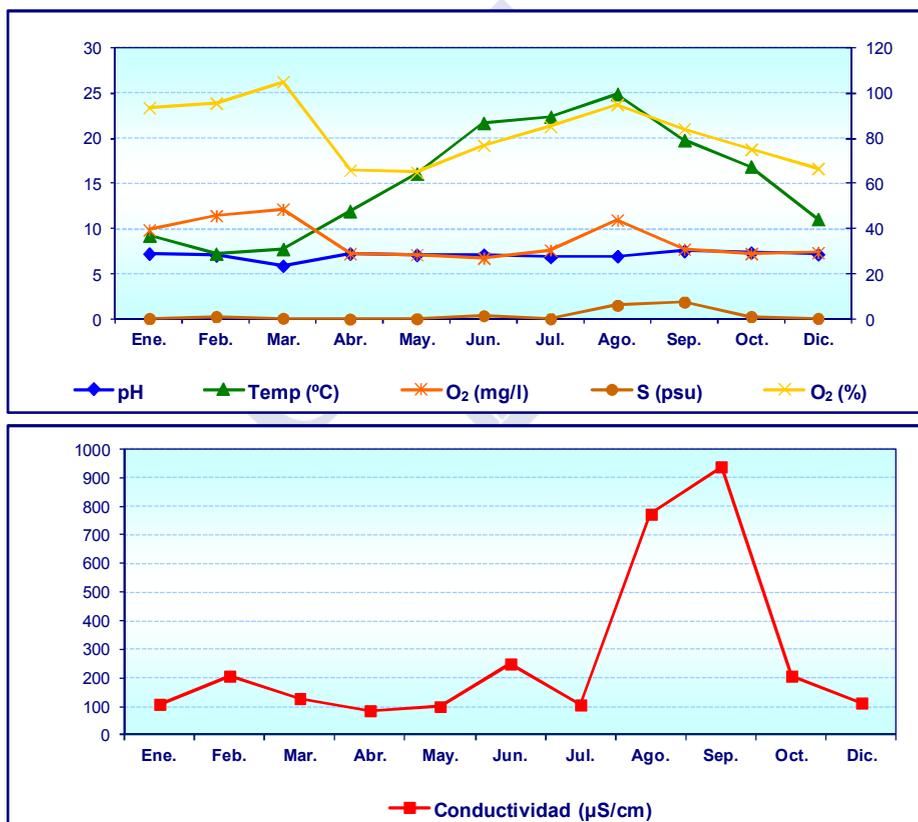
A partir de esta estación, el grado de salinidad del agua fluctúa con la marea, de manera que cuando la marea está baja, el agua es dulce y presenta una temperatura semejante a la de las estaciones situadas aguas arriba, mientras que en pleamar, la temperatura del agua desciende y aumenta su salinidad.



**FIGURA 19:** Situación del área de muestreo (área de color amarillo) en la estación de La Bohega.

De acuerdo con los datos fisicoquímicos obtenidos *in situ* durante los muestreos (fig. 20), en esta estación el pH se mantiene sin apenas variaciones y en torno al valor 7 (con excepción del mes de marzo que alcanza un valor de 5'96), la temperatura fluctúa entre 7'3 y 24'9 °C, la cantidad de oxígeno disuelto en el agua es siempre superior o igual a 6'8 mg/l (con un pico en los meses más fríos y en el mes de agosto, donde se observa un incremento secundario) y el porcentaje de saturación nunca es

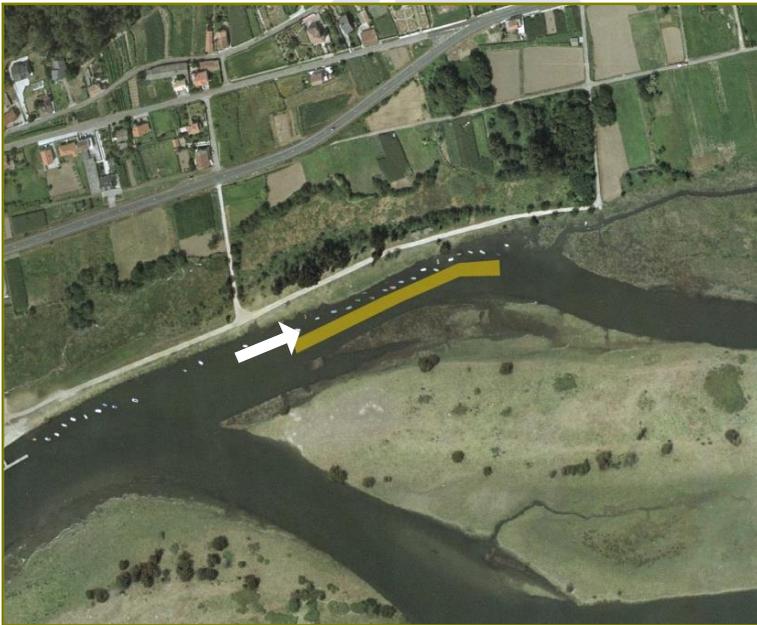
inferior al 65'1 %. La conductividad varía de manera importante (entre 85 y 939  $\mu\text{S/cm}$ ) debido al efecto de la salinidad cuando los muestreos se realizaron con marea alta (agosto y septiembre); en los muestreos con marea baja los valores oscilaron entre 85 y 250  $\mu\text{S/cm}$ . Este hecho se ve reflejado en los datos de salinidad obtenidos durante todo el período de muestreo. Así, los valores máximos se registraron en agosto y septiembre (1'61 y 1'97 psu, respectivamente), mientras que en los meses restantes oscilaron entre 0'09 y 0'46 psu.



**FIGURA 20:** Evolución de los valores de los parámetros fisicoquímicos en la estación La Bohega durante el período de muestreo (el porcentaje de saturación de O<sub>2</sub> se representa en el eje secundario).

### 3.2.5. TAMUXE (UTM 29T 514964.49 4640474.52)

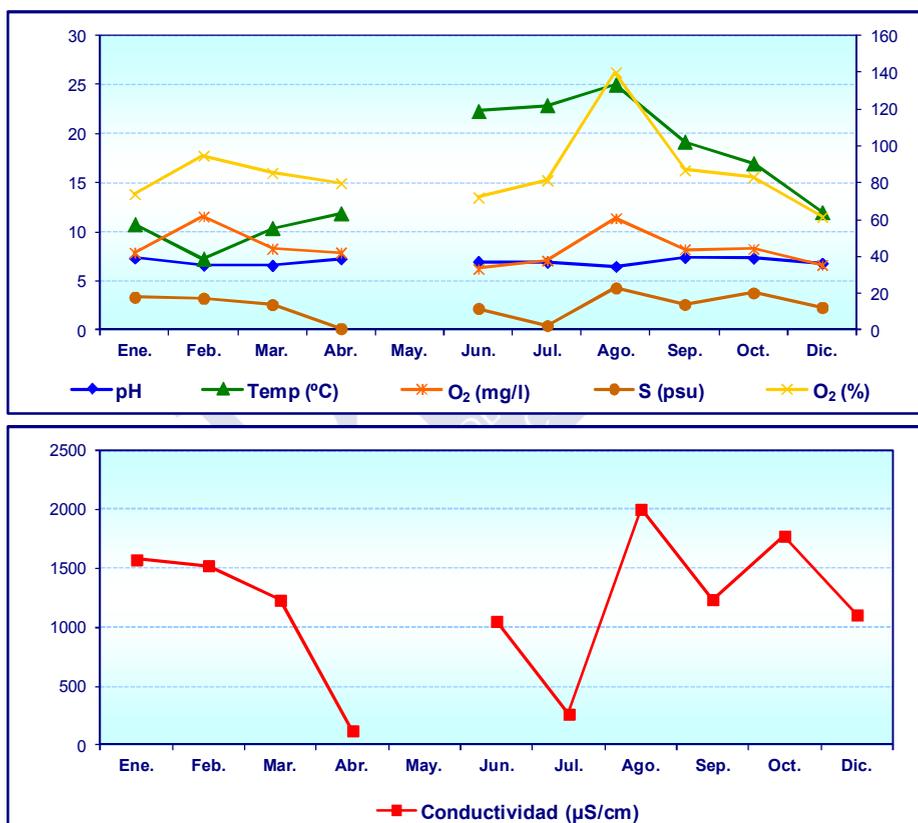
Esta estación corresponde a un canal lateral formado por el río Miño en una zona situada a 6'4 km de la desembocadura, donde se acumulan grandes cantidades de arena. Las muestras se tomaron unos metros antes de la desembocadura del río Tamuxe, del que toma su nombre (fig. 21). Aunque la profundidad en el centro del canal alcanza los 2-3 m, en las zonas adyacentes apenas supera el metro con marea alta, lo que dificulta notablemente el acceso con la embarcación y lo impide durante la bajamar, lo que provocó la ausencia de datos correspondientes al mes de mayo de 2006. El Miño tiene en esta zona una anchura de 1586 m.



**FIGURA 21:** Situación del área de muestreo (área de color amarillo) en la estación Tamuxe.

De acuerdo con los datos fisicoquímicos obtenidos *in situ* durante los muestreos (fig. 22), el pH en esta estación se mantiene sin apenas

variaciones y en torno al valor 7, la temperatura fluctúa entre 7'3 y 25 °C, la cantidad de oxígeno disuelto en el agua es siempre superior a 6'6 mg/l (con un pico en el mes de febrero y en agosto) y el porcentaje de saturación nunca es inferior al 61'5 %. Como en el caso de La Bohega, los valores de la conductividad muestran grandes variaciones (entre 123 y 2000  $\mu\text{S/cm}$ ) debido a su proximidad a la desembocadura. El efecto de la salinidad es más patente en todo momento, registrándose valores de hasta 4'3 psu.



**FIGURA 22:** Evolución de los valores de los parámetros fisicoquímicos en la estación Tamuxe durante el período de muestreo (el porcentaje de saturación de O<sub>2</sub> se representa en el eje secundario).



## **CAPÍTULO 4**

### **MATERIAL Y MÉTODOS**



#### 4.1. MATERIAL ESTUDIADO Y TÉCNICAS DE MUESTREO

El período de muestreo se inició en septiembre de 2005 y finalizó en agosto de 2006. Las muestras fueron tomadas mensualmente y siempre en zonas que no quedaban al descubierto con la oscilación de la marea. Durante el mes de noviembre no se pudo llevar a cabo el muestreo por no tener disponibilidad de la embarcación utilizada.

Por otro lado, en julio del año 2010 y aprovechando la realización por parte de todo el equipo de la Estación de Hidrobiología "Encoro do Con" de un proyecto encuadrado en el Baixo Miño, se han tomado nuevas muestras biológicas de *C. fluminea* para llevar a cabo el estudio de la condición metabólica de esta especie.

Durante las campañas de muestreo se recogieron un total de 20.446 ejemplares de *C. fluminea*, de los cuales se midieron y pesaron 7.933 individuos. Se realizó un muestreo semicuantitativo del bentos mediante una pequeña draga de arrastre de 0'34 m<sup>2</sup> de abertura y una luz de malla de 1 cm<sup>2</sup>. Esta draga fue arrastrada por el fondo desde una embarcación (fig. 23) a lo largo de un tramo variable de 5-15 m y durante la pleamar (para poder acceder a los puntos de muestreo situados en el arenal del estuario). Una vez que la draga era recogida, su contenido era tamizado y depositado en recipientes de plástico para su traslado, hasta su posterior estudio, al laboratorio de la Estación de Hidrobiología "Encoro do Con". Una pequeña porción de estas muestras, 25 ejemplares con longitudes representativas de la mismas, eran separados en recipientes de plástico más pequeños, rellenos con agua del propio río y transportados en una nevera con hielo hasta el laboratorio con el objetivo de determinar el período de reproducción de *C. fluminea* en el tramo internacional del río Miño.



**FIGURA 23:** Embarcación y draga de arrastre utilizadas en la toma de muestras.

#### **4.1.1. CALIDAD FISCOQUÍMICA DEL AGUA. METODOLOGÍA GENERAL**

En cada estación de muestreo se tomaron datos mensuales *in situ* de los siguientes parámetros fisicoquímicos: pH, temperatura, conductividad, salinidad, oxígeno disuelto y tasa de saturación de oxígeno. Estos parámetros fueron medidos en la columna de agua mediante una sonda multiparamétrica Crison MM40 y un oxímetro YSI 550A portátiles. Asimismo se anotó la superficie muestreada por la draga.

Para la caracterización de las estaciones también se efectuaron análisis fisicoquímicos rutinarios de calidad de aguas siguiendo la metodología descrita en Standard Methods (APHA, 1998).

El volumen total de la muestra de agua se recogió a 2/3 de profundidad desde el fondo del canal. Siempre que fue posible se evitó tomar las muestras en las zonas de escasa corriente (facies léntica).

Los materiales de los envases que se utilizaron fueron escogidos según la analítica a realizar; así, se utilizó el polietileno de alta densidad (HDEP), el vidrio y el vidrio esterilizado, según las especificaciones de las normas y estándares existentes para los diferentes parámetros. Los envases fueron lavados con agua destilada, y en el momento de la toma de muestras se llenaban y vaciaban repetidas veces con el agua objeto de análisis para evitar la contaminación de la muestra.

A continuación, las muestras recogidas eran convenientemente etiquetadas y guardadas en una nevera portátil a 4 °C para ser trasladadas al laboratorio donde se iba a llevar a cabo su análisis.

#### 4.1.1.1. DETERMINACIÓN DEL PH

El pH nos indica la concentración de hidrogeniones que hay en el agua, y por lo tanto refleja la intensidad de su carácter ácido o básico. El pH de las aguas naturales oscila normalmente entre 4 y 9, este valor está en función, entre otros, de la naturaleza de los suelos y de los niveles de CO<sub>2</sub> existentes.

Este parámetro se determinó mediante la utilización de una sonda multiparamétrica y los resultados fueron expresados en unidades de pH a 25 °C de temperatura. El límite de detección de este equipo es de 0'01 unidades de pH.

#### 4.1.1.2. DETERMINACIÓN DE LA TEMPERATURA

La temperatura juega un papel importante en la distribución y ecología de los organismos acuáticos y condiciona los valores de otros parámetros químicos. Así por ejemplo, la elevación de la temperatura provoca una disminución de la densidad y viscosidad del agua, y de la solubilidad de los gases (entre ellos cabe destacar una disminución del oxígeno disuelto).

Las medidas se realizaron con una sonda multiparamétrica, expresando sus resultados en °C. La escala de medida de este equipo se encuentra entre -10 y 100 °C.

#### 4.1.1.3. DETERMINACIÓN DEL OXÍGENO DISUELTO

El oxígeno disuelto proviene fundamentalmente del contacto con la atmósfera y de la fotosíntesis de las plantas acuáticas, y es consumido en la oxidación de los compuestos inorgánicos, en la respiración y en la degradación de las sustancias orgánicas. Su solubilidad depende de la presión atmosférica, de la temperatura y de la salinidad del agua.

Para llevar a cabo su cuantificación se utilizó un oxímetro y los resultados se expresaron en mg O<sub>2</sub>/l. El límite de detección de este equipo es de 0'01 mg de O<sub>2</sub>/l.

#### 4.1.1.4. DETERMINACIÓN DE LA TASA DE SATURACIÓN DE OXÍGENO

La ley de solubilidad de los gases de Henry nos permite conocer la cantidad teórica de un gas disuelto en el agua en función de la temperatura y la presión atmosférica. Cuando se expresa en términos de porcentaje podemos distinguir tres estados del agua con relación a los gases disueltos:

- Saturada: si la cantidad correspondiente según la ley de Henry y la que realmente hay en disolución son iguales; entonces existe un equilibrio entre la cantidad de gas que se elimina por diferentes causas y la que se disuelve de nuevo, el porcentaje de disolución sería del 100 %.
- Insaturada: si la cantidad correspondiente según la ley de Henry es mayor que la que realmente hay en disolución; es decir, estaría por debajo del 100 % de saturación y el líquido sería capaz de disolver más gas.
- Sobresaturada: si la cantidad de gas contenida en el líquido es superior a la que puede disolver (más del 100 % de saturación).

En términos biológicos, es más interesante conocer el porcentaje de saturación del oxígeno que su concentración en mg/l ya que dicha unidad de medida nos indica si existen procesos químicos o biológicos que estén retirando oxígeno del agua. Éste se obtiene una vez que se introduce en el oxímetro el valor de la presión atmosférica. Para su cuantificación se utilizó un oxímetro, expresando sus resultados en % de O<sub>2</sub>/l. El límite de detección de este equipo es de 0'1 % de O<sub>2</sub>/l.

#### 4.1.1.5. DETERMINACIÓN DE LA CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA

La conductividad de una masa de agua es una medida de su capacidad para transportar una corriente eléctrica. Esta capacidad depende de la concentración de iones, de su valencia y de su movilidad, y permite establecer el grado de mineralización del agua en cuestión. Las aguas contaminadas, y sobre todo los vertidos industriales, presentan una considerable variación diaria de su conductividad.

Para su medida se empleó una sonda multiparamétrica y los resultados se expresaron en  $\mu\text{S}/\text{cm}$  a 25 °C de temperatura. El límite de detección de este equipo es de 0'01  $\mu\text{S}/\text{cm}$ .

#### 4.1.1.6. DETERMINACIÓN DE LA SALINIDAD

La salinidad es un parámetro químico que no presenta fuertes variaciones en el agua de mar, mostrando normalmente valores entre 34 y 35 ppt (partes por trillón). Sin embargo, la situación es completamente diferente cuando hablamos de ecosistemas de estuario, en los cuales la mezcla del agua dulce con el agua salada da lugar a intervalos de variación mucho más amplios (0 – 36 ppt). Otra unidad común utilizada para medir la salinidad es la Unidad Práctica de Salinidad (psu) que es definida como la relación de la conductividad de la muestra y un estándar de solución de NaCl ( $S_{ppt} = 1'004867 S_{psu}$ ).

La salinidad en nuestras muestras se cuantificó mediante el uso de una sonda multiparamétrica, expresando los resultados en psu.

#### 4.1.1.7. DETERMINACIÓN DE LA TURBIDEZ

La falta de transparencia del agua debida a la presencia de partículas en suspensión o de pigmentos es lo que se conoce como turbidez.

La turbidez del agua se cuantificó por el método nefelométrico mediante un turbidímetro portátil (nefelómetro) Digimed DM-C2, expresando sus resultados en Unidades de Turbidez Nefelométricas (UTN). El límite de detección de este método es de 0'11 UTN.

#### 4.1.1.8. DETERMINACIÓN DE LOS COMPUESTOS NITROGENADOS

Las formas del nitrógeno de mayor interés en las aguas naturales y residuales son, por orden decreciente de su estado de oxidación, los nitratos, los nitritos y el amonio. Todas estas formas, e incluso el nitrógeno gaseoso, son interconvertibles.

Los compuestos nitrogenados pueden ser determinados por espectrofotometría. Este método es idóneo para muestras limpias, pero puede adaptarse bien para muestras con materia orgánica en las que la naturaleza de ésta permanezca constante. Para minimizar las interferencias que pudiera ocasionar la presencia de materia orgánica en nuestras muestras fueron filtradas a través de membranas de 0'45  $\mu\text{m}$  de luz de poro antes de realizar las mediciones.

El nitrógeno amónico se presenta, en parte, en forma de iones amonio y en parte en forma de amoníaco. Entre ambas formas existe un equilibrio dependiente del pH. El amonio, y especialmente el amonio no ionizado, son tóxicos y, dependiendo de los efectos sinérgicos con otros parámetros, pueden ocasionar episodios contaminantes graves en las aguas continentales.

El amonio total se determinó espectrofotométricamente a 420 nm utilizando el método de la nesslerización, en el cual las muestras adquirirían una coloración gradual, de amarillo a pardo, a medida que aumentaba la concentración de amoníaco presente en las muestras, al reaccionar éste con el reactivo de Nessler. Los resultados fueron expresados en mg de  $\text{NH}_4^+$ /l. El límite de detección de esta técnica es de 0'15 mg de  $\text{NH}_4^+$ /l.

Los nitritos suelen originarse por desdoblamiento de las sustancias orgánicas, las cuales al degradarse lentamente se mineralizan pudiendo pasar a amonio u oxidarse a nitritos. Así pues, son un estado intermedio de la oxidación del nitrógeno, tanto en la oxidación del amonio a nitrato como en la reducción del nitrato. Si el agua contiene nitritos o amonio puede interpretarse que se halla en un proceso de contaminación.

Su determinación se realizó también mediante un método colorimétrico, en el que la cantidad de nitritos se determinó a través de la Reacción de Griess, que consiste en la formación de un azocolorante (compuesto orgánico sintético que contiene dos átomos de nitrógeno unidos

por un doble enlace como parte de su estructura molecular) púrpura rojizo producido a pH 2-2'5 por la unión de sulfanilamida diazotizada con diclorhidrato de N-(1-naftil)-etilendiamina (diclorhidrato de NED). El color se determinó fotométricamente a una longitud de onda de 525 nm, y los resultados se expresaron en mg de  $\text{NO}_2^-/\text{l}$ . El límite de detección de esta técnica es de 0'035 mg de  $\text{NO}_2^-/\text{l}$ .

Los nitratos se presentan como trazas en las aguas superficiales; sin embargo, debido al aporte de materia orgánica los nitratos pueden contaminar estas aguas.

Para su determinación se empleó el método espectrofotométrico ultravioleta selectivo a 275 nm de longitud de onda, después de haberle añadido ácido clorhídrico 1M para eliminar las posibles interferencias. Los resultados fueron expresados en mg de  $\text{NO}_3^-/\text{l}$ . El límite de detección de esta técnica es de 0'5 mg de  $\text{NO}_3^-/\text{l}$ .

#### 4.1.1.9. DETERMINACIÓN DE LOS SÓLIDOS EN SUSPENSIÓN

El contenido de sólidos en suspensión es muy variable según los cursos de agua ya que depende de la naturaleza de los terrenos atravesados, de la estación de muestreo en la que se lleve a cabo el análisis, de la pluviometría de la zona, de posibles vertidos, etc.

Las arcillas y partículas orgánicas constituyen un soporte para iones, moléculas y agentes biológicos; además pueden afectar también a la vida de los organismos acuáticos, limitando en grosos de la capa fótica, alterando la capacidad filtradora, etc.

La determinación de los sólidos en suspensión se realizó filtrando las muestras a través de un filtro de fibra de vidrio de 0'45  $\mu\text{m}$  de luz de poro mediante un sistema de vacío. Posteriormente se pesó el filtro y se procedió a su secado en una estufa a 105 °C para determinar la masa del residuo

retenido en el filtro por diferencia de peso. Los resultados fueron expresados en mg/l.

#### 4.1.1.10. DETERMINACIÓN DEL FÓSFORO

El fósforo es un elemento muy escaso en el medio natural, en el que se encuentra como resultado de incendios forestales, descomposición de materiales vegetales en ecosistemas terrestres y, en menor medida, de la solubilidad de las rocas. Los aportes más importantes proceden de la materia orgánica natural, de las aguas residuales y la contaminación difusa. Además, los organismos solo utilizan el fósforo en forma de ortofosfatos, cuyo porcentaje total es muy bajo (< 5 %), por eso constituye el principal factor limitante de la producción primaria.

Se determinó el fósforo en forma de ortofosfatos (P biodisponible) empleando un método colorimétrico que se basa en el hecho de que, en medio ácido y en presencia de molibdato amónico ((NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>MoO<sub>4</sub>), los ortofosfatos (PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>) presentes en las muestras generan ácido fosfomolibdico ((H<sub>3</sub>P(Mo<sub>3</sub>O<sub>10</sub>)<sub>4</sub>), el cual es reducido mediante ácido ascórbico (C<sub>6</sub>H<sub>8</sub>O<sub>6</sub>) para dar lugar a una coloración azul (debida al molibdeno) susceptible de ser determinada en un espectrofotómetro a 690 nm de longitud de onda. Se utilizó el tartrato antimonílico potásico (K(SbO)C<sub>4</sub>H<sub>4</sub>O<sub>6</sub>) como catalizador. Los resultados fueron expresados en mg de P/l. El límite de detección de este método es de 0'05 mg de PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>/l.

#### 4.1.1.11. DETERMINACIÓN DE LA DUREZA, DEL CALCIO Y DEL MAGNESIO

La dureza es una propiedad que refleja la presencia de metales alcalinotérreos en el agua, siendo el Calcio y el Magnesio los principales en aguas continentales. El grado de mineralización de las aguas viene dado por

la dureza total (bicarbonatos, sulfatos de calcio o magnesio). El contenido en sales magnésicas y cálcicas de nuestras muestras se determinó mediante volumetría. Los resultados se expresaron en mg/l de  $\text{CaCO}_3$ .

El Calcio ( $\text{Ca}^{2+}$ ) contribuye a la dureza total del agua. En este trabajo se determinó por medio de una valoración con EDTA (ácido etilendiaminotetraacético), expresando los resultados en mg/l.

La cantidad de Magnesio ( $\text{Mg}^{2+}$ ) se calculó a partir de la medición del Calcio y de la dureza, por diferencia entre el volumen gastado en la determinación de la dureza total y en la determinación del ión Calcio ( $\text{Ca}^{2+}$ ). Los resultados fueron expresados en mg/l.

#### 4.1.1.12. DETERMINACIÓN DE LA CLOROFILA "A"

Se cuantificó la cantidad de clorofila "a" ( $\mu\text{g/l}$ ) como medida indirecta de la biomasa del fitoplancton. El procedimiento para su análisis incluye la concentración del fitoplancton, la extracción de los pigmentos con una solución acuosa de acetona (90 %) en oscuridad durante 24 horas a  $5^\circ\text{C}$ , y la determinación de la densidad óptica (absorbancia) del extracto a 630, 664, 647 y 750 nm por medio de un espectrofotómetro. Los resultados se expresaron en  $\mu\text{g}$  de clorofila "a"/l. El límite de detección de este método es de 0'01  $\mu\text{g}$  de clorofila "a"/l.

#### 4.1.1.13. DETERMINACIÓN DE LOS SULFATOS

El origen de los sulfatos es diverso ya que pueden proceder de la solubilización de sus sales de Calcio, Magnesio y Sodio, de la oxidación de los sulfuros y solubilización de vapores de sulfuros, de la disolución de los yesos, de la oxidación de las piritas y de la materia orgánica, la cual mediante el proceso de degradación provoca un aumento en el contenido de sulfatos.

Para la determinación de los sulfatos, las muestras se trataron con acetato de Bario en medio ácido ( $\text{Ba}(\text{CH}_3\text{COO})_2$ ). Esto dió lugar a la formación de un precipitado blanco de sulfato de Bario ( $\text{BaSO}_4$ ) que se estabilizó mediante una solución de goma arábica. De esta manera, se obtuvo una suspensión homogénea que se midió en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 425 nm frente a una recta de calibrado realizada previamente. El límite de detección de este método es de 5 mg de  $\text{SO}_4^{2-}/\text{l}$ .

#### 4.1.1.14. DETERMINACIÓN DE LOS CLORUROS

La distribución de los cloruros en las aguas continentales es irregular. Su presencia está asociada a la existencia de sales de Sodio, Potasio y Calcio. Pero no procede solamente de la solubilización de las sales minerales presentes en los terrenos drenados, sino que también puede provenir de los procesos de descomposición de los residuos orgánicos o de la contaminación química. Junto con los nitritos y los fosfatos pueden considerarse como un indicador de contaminación del agua, de modo que el aumento de su concentración por encima de los niveles base debe ser interpretado como un indicio de la existencia de un proceso contaminante.

Para llevar a cabo el análisis de los cloruros se realizaron valoraciones con nitrato de plata ( $\text{AgNO}_3$ ), utilizando como indicador cromato potásico ( $\text{K}_2\text{CrO}_4$ ). El cloruro de plata ( $\text{AgCl}$ ) formado precipita cuantitativamente hasta terminarse los cloruros y en ese instante el nitrato de plata reacciona con el cromato de potasio formando un precipitado anaranjado de cromato de plata ( $\text{Ag}_2\text{CrO}_4$ ) que indica el punto final de la valoración. La cantidad de cloruros se calculó, por lo tanto, en función del volumen de nitrato de plata utilizado en dicha valoración.

#### **4.1.2. ESTUDIO GRANULOMÉTRICO Y CONTENIDO ORGÁNICO**

Los sedimentos que forman el lecho de los ríos están constituidos por un conjunto de materiales orgánicos e inorgánicos, en forma de partículas de diferentes tamaños y en diferentes proporciones. Estas partículas están en contacto unas con otras y, entre sus superficies, quedan pequeños espacios, conocidos como intersticios, ocupados por el agua intersticial que circula entre ellos de la misma manera que lo hace en la superficie. Según sea el tamaño de las partículas, estos espacios pueden ser habitados por larvas, juveniles e incluso adultos de *Corbicula fluminea*, y el tamaño de los granos y las proporciones en las que éstos se encuentran en el sedimento (granulometría) afectan a la distribución de esta especie en los ecosistemas que habita (BELANGUER *et al.*, 1985; BLALOCK & HEROD, 1999; SCHMIDLIN & BAUR, 2007; SOUSA *et al.*, 2007a, 2008e).

La oxidación de un exceso de materia orgánica en el sedimento puede provocar la aparición de condiciones hipóxicas o incluso anóxicas, con el consiguiente aumento de la concentración de ácido sulfhídrico (SH<sub>2</sub>). En estas condiciones la fauna bentónica emigra o se producen mortalidades masivas con carácter estacional o episódico. Además, en la bibliografía se comenta que tanto la distribución espacial de *C. fluminea* como sus densidades de población o la distribución de sus biomasas se ven afectadas por estos factores abióticos (McMAHON, 1991; McMAHON, 2002; SOUSA *et al.*, 2008e).

Por lo tanto, debido a su importancia y para completar la caracterización de las estaciones de muestreo que se han definido en este trabajo, se efectuaron análisis granulométricos y determinaciones del contenido en materia orgánica del sustrato del fondo del río presente en cada una de ellas.

Para ello se recogieron muestras de sedimento mediante una draga Van Veen en recipientes convenientemente acondicionados, a los que se

añadió una pequeña cantidad de formaldehído para su mejor conservación hasta su posterior análisis en las instalaciones de la Estación de Hidrobiología "Encoro do Con".

#### 4.1.2.1. ANÁLISIS GRANULOMÉTRICO

Para determinar la granulometría, las muestras fueron secadas en una estufa a 70 °C durante 24 horas. Posteriormente se le extrajeron las gravas y los cantos mediante tamizado, y éstos fueron contados y medidos manualmente mediante el gravalómetro "Al-Sci Field Sieve". El resto de la muestra fue homogeneizada y de ella se extrajeron dos submuestras representativas; una fue reservada para analizar el contenido orgánico, y la otra fue utilizada para completar el análisis granulométrico, y determinar la cantidad de arena, limo y arcilla. Esta submuestra fue analizada mediante tamizado en húmedo con agitación en una columna de tamices de luz de malla normalizada a 5 ciclos/s durante 20 minutos, y secada durante 4 horas a 70 °C. Finalmente, la frecuencia de cada clase de tamaño de grano se expresó como porcentaje del peso total de la muestra.

Para designar las diferentes clases de tamaño de las partículas se han seguido los criterios de clasificación de WENTWORTH (1922) que se muestran en la siguiente tabla (tabla 2):

**Tabla 2:** Denominación de las diferentes clases de tamaño de las partículas según la clasificación de WENTWORTH (1922).

Nombre	Tamaño de partícula
Cantos grandes	180 - 128 mm
Cantos medianos	128 - 90 mm
Cantos pequeños	90 - 64 mm
Grava muy gruesa	64 - 32 mm
Grava gruesa	32 - 16 mm
Grava media	16 - 8 mm
Grava fina	8 - 4 mm
Grava muy fina	4 - 2 mm
Arena muy gruesa	2 - 1 mm
Arena gruesa	1 - 0'5 mm
Arena media	0'5 - 0'25 mm
Arena fina	0'25 - 0'125 mm
Arena muy fina	0'125 - 0'063 mm
Limo y Arcilla	< 0'063 mm

#### 4.1.2.2. DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO EN MATERIA ORGÁNICA

La cantidad de materia orgánica contenida en el sedimento se determinó mediante la combustión de la submuestra que habíamos reservado con anterioridad, en un horno mufla a 450 °C durante un período de 4 horas. En este caso, los resultados se expresaron como porcentaje relativo a la pérdida de peso durante la combustión.

## 4.2. CONSERVACIÓN Y PREPARACIÓN DEL MATERIAL BIOLÓGICO

Las muestras fueron llevadas vivas al laboratorio donde fueron revisadas para eliminar las conchas vacías. A continuación, se procedió a su congelación a -28 °C introduciendo los individuos en bolsas de plástico transparentes y convenientemente etiquetadas.

Por otro lado, las submuestras de 25 ejemplares fueron tratadas de forma diferente para detectar la presencia de larvas y determinar el período de reproducción. Tanto el agua de los distintos recipientes como las branquias del bivalvo fueron examinadas mediante una lupa binocular Nikon SMZ 1500 en busca de larvas.

Posteriormente, se midió la longitud anteroposterior de los individuos de las muestras congeladas, usando un calibre digital con una precisión de 0'1 mm (fig. 24) y fueron pesados en una balanza digital (precisión 0'001 g). Se determinó el peso húmedo de los individuos y, tras 30 h de secado en una estufa a 70 °C (fig. 25), se determinó también el peso seco. Por otra banda, parte del material se destinó al cálculo del peso seco libre de cenizas mediante combustión en horno mufla durante 5 h a 500 °C y el resto se conservó adecuadamente para su posterior utilización.

En este trabajo la biomasa fue calculada a partir del peso húmedo [Biomasa ( $\text{g}/\text{m}^2$ )] y a partir del peso seco libre de cenizas [Biomasa ( $\text{g AFDW}/\text{m}^2$ )] de los ejemplares (AFDW: Ash Free Dry Weight o peso seco libre de cenizas).

La biomasa se calculó a partir de los datos de 1240 individuos; de esta forma se obtuvo la recta de regresión que se muestra en la figura 43, que fue utilizada posteriormente para obtener la biomasa de los restantes ejemplares utilizados en este estudio.

El índice de condición de *C. fluminea* se calculó como el cociente entre el peso seco (mg) de los ejemplares y la longitud anteroposterior (mm) (véase LUOMA & CARTER, 1991).



**FIGURA 24:** Medición de los individuos de *C. fluminea*.



**FIGURA 25:** Individuos de *C. fluminea* en la estufa de secado.

#### **4.2.1. CONDICIÓN METABÓLICA**

La cuantificación de los biomarcadores moleculares de reserva energética de *C. fluminea* durante su ciclo vital se realizó utilizando ejemplares recogidos en el año 2010. Se seleccionaron varios ejemplares representativos de cada cohorte a los que se extrajo el pie y las branquias, visualizando previamente al microscopio estas últimas para desechar aquellos individuos que presentaban larvas intrabranquiales. Se pesaron y se conservaron de forma individual en tubos eppendorf convenientemente etiquetados para su posterior cuantificación. Durante toda la manipulación de las muestras es de suma importancia mantenerlas en frío para evitar la degradación de los indicadores metabólicos a determinar.

Los ejemplares usados para valorar estos análisis se recogieron en la estación Camping, puesto que era la estación que presentaba más ejemplares de pequeño tamaño.

##### **4.2.1.1. MÉTODO PARA LA EXTRACCIÓN Y CUANTIFICACIÓN DEL GLUCÓGENO**

El glucógeno es la principal forma de almacenamiento de hidratos de carbono en los tejidos animales. En los vertebrados se encuentra principalmente en el hígado y en el músculo, representando hasta un 10 % y un 1-2 % de su peso húmedo, respectivamente.

Para la extracción y cuantificación del glucógeno se utilizó el método colorimétrico de la antrona (VAN HANDEL, 1965).

##### **4.2.1.1.1. Fundamento**

Este método se basa en hidrolizar el glucógeno en unidades de glucosa, las cuales se pueden cuantificar al hacerlas reaccionar con antrona

en ácido sulfúrico. Esta reacción da lugar a la formación de un complejo de color cuya lectura en el espectrofotómetro a 620 nm de longitud de onda es proporcional a su concentración.

El glucógeno se libera de los tejidos que lo contienen por calentamiento con una base fuerte (KOH) hasta la destrucción total del tejido.

La separación del glucógeno se consigue mediante la adición de etanol (precipita los polisacáridos y mantiene en disolución los monosacáridos solubles) y sulfato de sodio (coprecipitante). Así, se produce un precipitado que contiene una mezcla de glucógeno, proteínas y ácidos nucleicos, que han resistido el calentamiento anterior.

El tratamiento con antrona, que contiene ácido sulfúrico ( $H_2SO_4$ ), es un método rápido para la determinación de hexosas y alopentosas constituyentes de un polisacárido. A través de este método, el glucógeno es hidrolizado por el ácido hasta sus unidades elementales (monosacáridos), las cuales reaccionan con la antrona formando un producto coloreado (azul-verdoso) con un máximo de absorbancia a 620 nm. El valor resultante se compara con los obtenidos tras preparar, usando el mismo método, una recta estándar con un patrón de glucógeno VIII de *Crepidula fornicata* (Linnaeus, 1758).

#### 4.2.1.1.2. Precauciones

Como ocurre en todas las reacciones de condensación (combinación de dos moléculas que da lugar a un único producto acompañado de la formación de una molécula de agua) las condiciones de calentamiento y enfriamiento deben estar muy bien estandarizadas, de ahí que todos los tubos de una serie de muestras deban ser tratadas simultáneamente en las etapas de calentamiento y enfriamiento.

#### 4.2.1.1.3. Análisis de las muestras

##### 4.2.1.1.3.1. Lisis celular y extracción del glucógeno

La muestra de pie y branquia de *C. fluminea*, previamente congelada a - 80 °C, se descongeló y se pesó. Se tomaron entre 1 y 30 mg de dicha muestra y se homogeneizaron en 250 µl de H<sub>2</sub>O con la ayuda de un homogeneizador (VWR™ Disposable Pellet Mixers). A continuación, se le añadieron 250 µl de KOH al 60 % y se calentó la mezcla a baño maría durante 15 minutos para realizar la hidrólisis. Pasado ese tiempo, se centrifugó en una centrífuga Digicen20-R, durante 15 minutos a 3.050 g y una temperatura de 4 °C. Posteriormente, se recogió el sobrenadante en un tubo nuevo previamente etiquetado y se le añadieron 50 µl de sulfato sódico y 1 ml de etanol frío al 80 % para llevar a cabo la precipitación del glucógeno que contenía. Para ello, se agitó y se dejó reposar hasta que todo el glucógeno hubiera precipitado. En ese momento se volvió a centrifugar durante 20 minutos a 3.050 g, en este caso en una centrífuga MiniSpin® plus, y se eliminó el sobrenadante (glucosa libre). A continuación, el gránulo resultante se resuspendió en 500 µl de H<sub>2</sub>O, añadiéndole seguidamente 1 ml de etanol frío al 80 % para precipitar de nuevo el glucógeno, y se volvió a desechar el sobrenadante generado mediante una pipeta Pasteur. El siguiente paso consistió en dejar secar la muestra durante toda la noche en una estufa a 30 °C.

##### 4.2.1.1.3.2. Cuantificación

Al día siguiente, se disolvió el glucógeno contenido en la muestra en 250 µl de H<sub>2</sub>O milliQ. Se tomaron 50 µl de la disolución y se pasaron a otro eppendorf, se le añadieron 1'5 ml de reactivo de antrona (antrona al 0'15 % en ácido sulfúrico al 70 %) y se dejó reaccionar durante 20 minutos a una temperatura de 100 °C en un termorreactor Dry-Bath DB-006. Transcurrido

ese intervalo de tiempo se procedió a enfriar la muestra en un baño de agua fría para, finalmente, determinar espectrofotométricamente la cantidad de glucógeno a 620 nm (mediante un espectrofotómetro Thermo Electron UV1) frente al blanco, realizando *a posteriori* los cálculos necesarios para conocer la concentración de glucógeno por cada gramo de tejido de *C. fluminea* en la muestra.

#### 4.2.1.2. MÉTODO PARA LA EXTRACCIÓN Y CUANTIFICACIÓN DE LAS PROTEÍNAS

Existen diferentes métodos para la cuantificación de proteínas, muchas de las cuales se basan en la propiedad intrínseca de las proteínas para absorber luz en el espectro UV, en su capacidad para formar derivados químicos, o en su capacidad para unirse a ciertos colorantes.

La cuantificación de las proteínas totales en este estudio se llevó a cabo mediante el sistema comercial *Thermo Scientific Pierce BCA Protein Assay Kit* que se basa en el método colorimétrico conocido como BCA.

##### 4.2.1.2.1. Fundamento

El ácido bicinconínico o BCA (sal sódica) es un compuesto capaz de formar un complejo púrpura intenso con cationes cuprosos ( $\text{Cu}^+$ ) en medio alcalino. Este ensayo se basa en el principio de que las proteínas reducen los cationes cúpricos ( $\text{Cu}^{2+}$ ) a cuprosos bajo condiciones alcalinas, hecho que en combinación con la detección colorimétrica altamente sensible y selectiva que tiene lugar entre el ácido bicinconínico, que es de color verdoso, y los cationes cuprosos da lugar a un complejo  $\text{BCA}/\text{Cu}^+$  de color púrpura soluble en agua.

En el primer paso, es decir en la quelación del cobre con la proteína en medio alcalino, se forma un complejo de color azul claro. En esta reacción, conocida como reacción de Biuret, los péptidos que contienen tres o más residuos de aminoácidos forman un quelato coloreado con los iones cúpricos. En el segundo paso, el ácido bicinconínico reacciona con el catión cuproso formado en el primer paso, dando lugar a un complejo de color púrpura intenso que es soluble en agua y que presenta una absorción proporcional a la concentración de proteína presente en la muestra.

El reactivo BCA es aproximadamente 100 veces más sensible (límite inferior de detección) que el color azul claro de la primera reacción.



$\text{Cu}^+ + \text{BCA} \rightarrow$  complejo púrpura  $\text{BCA-Cu}^+$  que absorbe luz a 562 nm.

La estabilidad del reactivo y el cromóforo proporciona un método para la cuantificación de proteínas que es sencillo, rápido, muy sensible (rango de sensibilidad: 0.5-10  $\mu\text{g}$ ) y que muestra una gran tolerancia a compuestos que afectan a otros métodos.

Para establecer la relación entre la concentración de proteína y la absorción, es necesario preparar una serie de muestras estándar de proteína de concentración conocida. Se lleva a cabo la reacción, se determina en un espectrofotómetro la absorción de cada muestra, y se hace una curva estándar con estos valores que correlaciona las concentraciones en  $\mu\text{g/ml}$  y su respectiva absorbancia. El espectrofotómetro utiliza esta recta patrón para determinar la concentración de proteína contenida en las muestras experimentales según su absorbancia.

#### 4.2.1.2.2. Precauciones

Durante la purificación de proteínas con este método hay que tener en cuenta que el color no es estable con el paso del tiempo, con lo cual se necesita controlar cuidadosamente el tiempo que transcurre entre el análisis y la lectura de la absorbancia de las muestras.

#### 4.2.1.2.3. Análisis de las muestras

##### 4.2.1.2.3.1. Lisis celular y extracción proteica

La muestra de pie y branquia de *C. fluminea*, previamente congelada a - 80 °C, se descongeló y se pesó. Se tomaron entre 1 y 30 mg de dicha muestra y se homogenizaron en 750 µl de tampón de lisis, el cual está formado por 720 µl de tampón de extracción Tris-EDTA (40Mm de TRIS, pH 7'8 + 1Mm de EDTA) y 30 µl de un inhibidor de proteasas (Complete, EDTA-free, Roche Applied Science) (25x), con la ayuda de un homogeneizador (VWR™ Disposable Pellet Mixers). Posteriormente, se centrifugó la mezcla durante 15 minutos a 500 g y 4 °C con una centrifuga Digicen20-R. A continuación, se recogió el sobrenadante y se volvió a centrifugar, en este caso durante 30 minutos y 12.000 g manteniendo la temperatura anterior. Por último, se volvió a recoger el sobrenadante y se pasó a medir la concentración de proteína utilizando el kit del reactivo BCA.

##### 4.2.1.2.3.2. Cuantificación

La cuantificación se llevó a cabo en placas multipocillo (96 pocillos). Para ello se preparó en primer lugar, el reactivo de trabajo de BCA siguiendo el protocolo de la casa comercial, y en segundo lugar las muestras, mediante el protocolo que describimos a continuación:

1. Se cogieron 25  $\mu$ l de cada muestra de *C. fluminea* que habíamos preparado con anterioridad, y se le añadieron 200  $\mu$ l del reactivo de trabajo, a excepción del blanco que solo estaba formado por los 200  $\mu$ l del reactivo de trabajo.
2. Se taparon los eppendorf y se agitaron las mezclas durante 30 segundos a 10 hertz en un vórtex VELP Scientifica.
3. Se incubaron durante 30 minutos a 37 °C en una estufa.
4. Se dejaron enfriar unos 5 minutos a temperatura ambiente.
5. Se leyeron las absorbancias a 562 nm de longitud de onda frente al blanco mediante un espectrofotómetro NanoDrop® ND-1000 (*NanoDrop Technologies, Wilmington, Delaware; USA*). La curva patrón se generó con muestras de BCA de concentración conocida proporcionadas por el fabricante.
6. Finalmente, se realizaron los cálculos necesarios para conocer la concentración de proteína por cada gramo de tejido de *C. fluminea* en cada muestra.

#### 4.2.1.3. MÉTODO PARA LA EXTRACCIÓN Y CUANTIFICACIÓN DE LA RELACIÓN ARN/ADN

Los ácidos nucleicos son macromoléculas que se encuentran tanto en el núcleo como en el citoplasma celular. Debido a ello, para su purificación es necesario digerir previamente las membranas citoplasmáticas y nucleares con un detergente adecuado, que a su vez desnaturaliza las nucleoproteínas (proteínas estructuralmente unidas a ácidos nucleicos).

El método clásico de purificación de los ácidos nucleicos se basa en el uso de disolventes orgánicos, siendo la extracción mediante fenol/cloroformo la más conocida. La clave de la purificación del ARN radica

en evitar su degradación por acción de las ribonucleasas presentes en las células, de manera que todos los protocolos existentes se basan en la rápida inactivación de estas enzimas.

Por otra parte, es cada vez más común el uso de kits comerciales dada la garantía de calidad que ofrecen, además de la significativa reducción de precio que han experimentado en los últimos años debido a la competencia entre diferentes casas comerciales. Todo ello los convierte en una alternativa a tener en cuenta en el laboratorio.

En este estudio hemos elegido un kit comercial que se basa en el método de extracción fenólica con TRIzol (TRIzol® Reagent Invitrogen™ Life Technologies) puesto que el uso de este reactivo nos permite realizar la extracción simultánea de ARN y ADN genómico contenido en nuestras muestras, paso que necesitamos para calcular la relación ARN/ADN.

#### 4.2.1.3.1. Fundamento

La extracción fenólica se basa en que los ácidos nucleicos son menos solubles en solventes orgánicos que en soluciones acuosas. El principio básico de esta extracción es la desproteización del homogeneizado celular y la eliminación de los componentes que no son hidrosolubles a través de una separación en dos fases con distinta naturaleza.

El TRIzol es un reactivo que se utiliza en el aislamiento de ARN total de alta calidad a partir de muestras de células y tejidos de origen animal, vegetal, levaduras o bacteriano dentro de un corto período de tiempo. Además, permite realizar la precipitación secuencial de ARN, ADN y proteínas a partir de una sola muestra (CHOMCZYNSKI, 1993). Este reactivo también permite procesar de manera simultánea varias muestras, y

constituye una mejora del método de aislamiento de ARN de un solo paso desarrollado por CHOMCYNski & SACCHI en el año 1987.

Durante la homogeneización de la muestra con el TRIzol, se mantiene la integridad del ARN, al mismo tiempo que se altera la estabilidad de las células, se disuelven los componentes celulares y se inactiva, de manera altamente eficaz, la actividad de las enzimas ARNasas. Después de la homogeneización, la adición de cloroformo seguida de centrifugación separa la muestra en dos fases, una de ellas acuosa (superior) y la otra orgánica (inferior), permaneciendo exclusivamente el ARN en la fase acuosa y las proteínas desnaturalizadas y el ADN en la fase orgánica e interfase. En esta separación, se utiliza el fenol en combinación con el cloroformo para aumentar la eficacia de la extracción, ya que la alta densidad que presenta el cloroformo y su capacidad de disolver los lípidos y las proteínas proporciona fases acuosas menos contaminadas (HERNÁNDEZ *et al.*, 1994).

Una vez que la fase acuosa es aislada, se pasa a purificar cada vez más el ARN que contiene a través de precipitaciones a baja temperatura con alcoholes y centrifugaciones secuenciales, produciéndose así un gránulo que cada vez está más libre de contaminantes (polisacáridos, sales, etc.).

Posteriormente, el ADN es recuperado por precipitaciones secuenciales de la fase orgánica.

#### 4.2.1.3.2. Precauciones

El ADN es muy estable y sólo requiere que las muestras se mantengan congeladas antes de su extracción. Por el contrario, el ARN es muy inestable una vez que se han obtenido los tejidos objeto de estudio debido a la presencia de las ARNasas celulares. Por ello, el procedimiento de disección de dichos tejidos requiere de destreza manual ya que es necesario que se realice en el menor tiempo posible para evitar la

degradación del ARN presente. Además, resulta crítica su congelación o su rápida homogeneización, de ahí que siempre se mantengan frías las muestras durante su procesado.

El uso de guantes y recipientes de plástico y estériles durante la realización de todo el protocolo de extracción es obligatorio para garantizar que las muestras no se contaminen. El uso de recipientes de cristal implica calentarlos a una temperatura de 250 °C durante 24 horas o más, porque ni siquiera el autoclavado garantiza la inactivación de las ribonucleasas (BERGER & KIMMEL, 1987; SAMBROOK *et al.*, 1989; HERNÁNDEZ *et al.*, 1994).

#### 4.2.1.3.3. Análisis de las muestras

##### 4.2.1.3.3.1. Preparación de las muestras

- Homogeneización y lisis celular

La muestra de pie y branquia de *C. fluminea*, previamente congelada a - 80 °C, se descongeló y se pesó. Se tomaron entre 1 y 30 mg de dicha muestra y se homogenizaron con la ayuda de un homogeneizador (VWR™ Disposable Pellet Mixers). Seguidamente se le añadieron 250 µl de TRIzol y se homogenizaron de nuevo, volviendo a añadirle otros 250 µl de TRIzol una vez finalizado este paso. De esta manera, se obtuvo una solución acuosa en la que se encontraban los ácidos nucleicos. Todo este proceso se llevó a cabo manteniendo la muestra en frío. A continuación se procedió a centrifugarla durante 10 minutos a 12.000 g y 4 °C en una centrifuga Digicen20-R, paso que eliminó los restos celulares, decantándose después el sobrenadante que contenía el ARN a otro tubo eppendorf.

- Separación en fases

Para permitir la disociación completa de los complejos nucleoproteicos se incubó el sobrenadante durante 5 minutos a temperatura ambiente. El siguiente paso consistió en agregar 100  $\mu$ l de cloroformo y, una vez tapado el eppendorf, agitar vigorosamente la muestra a mano ( $\approx$  15 segundos), dejándola incubar de nuevo otros 2-3 minutos a temperatura ambiente. Llegados a este punto la muestra presentaba un color rosáceo y una consistencia relativamente espesa. Posteriormente, se procedió a centrifugarla durante 15 minutos a 12.000 g y a una temperatura de 4 °C, paso que permitió separar la muestra en dos fases; una fase superior incolora, la acuosa, en la que permanecía exclusivamente el ARN, y una fase inferior de color rosáceo, que correspondía a la fase de fenol-cloroformo u orgánica. Entre ambas aparecía una pequeña interfase blanquecina. A continuación, se retiró la fase acuosa que contenía el ARN sin tocar la fase orgánica y se dispensó en un eppendorf limpio previamente marcado, reservando la fase orgánica en la nevera durante una noche para proceder a la extracción del ADN al día siguiente.

#### 4.2.1.3.3.2. Extracción del ARN

- Precipitación del ARN

Para llevar a cabo la precipitación del ARN se le añadieron 250  $\mu$ l de isopropanol a la fase acuosa, se agitó suavemente a mano durante 15 segundos, se dejó reposar durante 30 minutos a temperatura ambiente y se centrifugó 15 minutos a 12.000 g y 4 °C. En este momento el ARN precipitado era a menudo visible formando un gránulo en el fondo del eppendorf. Llegados a este punto, se procedió a realizar el lavado del ARN extraído para eliminar cualquier impureza que pudiera quedar en la muestra.

- Lavado del ARN

En primer lugar se eliminó el sobrenadante de la muestra dejando solamente el gránulo de ARN en el eppendorf, y se procedió a lavarlo con 500  $\mu$ l etanol frío (-20 °C) al 70 %. Para ello, se agitó brevemente el tubo con un vórtex VELP Scientifica para levantar el gránulo, se centrifugó durante unos 5 minutos a 10.000 g manteniendo la temperatura a 4 °C y se decantó el sobrenadante.

Para que la cuantificación del ARN fuera lo más exacta posible, al finalizar el lavado de la muestra se centrifugó brevemente para retirar los restos de etanol que pudieran quedar en el fondo de la misma, y se dejó secar abierto y a temperatura ambiente durante unos 5 o 10 minutos.

- Resuspensión del ARN

En este momento se disolvió la muestra de ARN extraído en 90  $\mu$ l de agua tratada con DEPC (dietilpirocarbonato) mediante un breve centrifugado, y se incubó en un baño de agua a 55-60 °C durante 10 minutos.

El DEPC es un agente alquilante que reacciona de modo covalente e inespecífico con las proteínas, y además es muy reactivo con los lugares activos de las ribonucleasas, inactivándolas eficazmente.

- Tratamiento del ARN extraído con ADNAsas libres de ARNAsas y cuantificación

Para eliminar cualquier ADN residual de la muestra se trató con desoxirribonucleasa I mediante el “RNase-Free DNase Set” (*Roche Applied Science, Penzberg, Germany*). Así, en primer lugar se preparó la mezcla de reacción, formada por 50  $\mu$ l de la muestra de ARN extraído, 10  $\mu$ l de tampón 10x y 1  $\mu$ l de ADNasa. A continuación, se incubó dicha mezcla en una estufa

a 37 °C durante 60-90 minutos, y finalizado este período se inactivó la enzima manteniendo la muestra a 70 °C durante 10-15 minutos. A partir de este momento se realizaron ciertas fenolizaciones para retirar dicha enzima, para ello, inicialmente, se le añadió a la muestra 100 µl de agua tratada con DEPC y 200 µl de fenol:cloroformo:isoamílico. Después, se centrifugó durante 15 minutos a 10.000 g y a una temperatura de 4 °C, y se tomó la fase acuosa para añadírsela a un tubo Phase lock gel (5PRIME). Una vez llegados a este punto, se añadió un volumen de 200 µl de cloroformo al tubo y se volvió a centrifugar durante 10 minutos a 12.000 g y 4 °C. Se retiró el sobrenadante donde se encontraba el ARN extraído y se midió el volumen mediante pipeteo.

Finalmente, se cuantificó espectrofotométricamente la cantidad de ARN obtenido de la muestra a 260 nm (mediante un espectrofotómetro NanoDrop® ND-1000 (*NanoDrop Technologies, Wilmington, Delaware; USA*)) frente a un blanco, y se realizaron los cálculos necesarios para conocer la cantidad extraída de ARN de *C. fluminea*.

#### 4.2.1.3.3.3. Extracción de ADN

Para llevar a cabo esta parte del protocolo, se recuperó la muestra de la fase de fenol-cloroformo que se había guardado en la nevera el día anterior y se procedió a precipitar el ADN que contenía de la siguiente manera:

- Precipitación del ADN

El primer paso consistió en eliminar, en la medida de lo posible, cualquier resto de fase acuosa que pudiera quedar sobre la interfase blanquecina de la muestra. Éste era un paso de importancia fundamental para la calidad de la extracción del ADN. Seguidamente, se añadieron 150 µl

de etanol al 100 % al tubo con la fase orgánica, se cerró, se mezcló con suavidad por inversión varias veces y se dejó incubar a temperatura ambiente durante 3 minutos. A continuación, se centrifugó durante 5 minutos a 2.000 g y 4 °C con el objetivo de precipitar el ADN, y se eliminó el sobrenadante de fenol-etanol en el que se encontraban las proteínas. Se procedió entonces, a realizar los lavados del gránulo de ADN de la muestra para eliminar las impurezas.

- Lavados del ADN

Se añadió a la muestra 500 µl de una solución que contiene citrato sódico 0'1 M y etanol al 10 %, se dejó incubar 30 minutos a temperatura ambiente, mezclándola con movimientos suaves cada 10 minutos aproximadamente, y se centrifugó 5 minutos a 2.000 g. Finalmente, se eliminó el sobrenadante del tubo y se repitió este lavado un par de veces.

Finalizados los lavados, se procedió a añadirle a la muestra 1 ml de etanol frío al 70 % y se incubó durante media hora a temperatura ambiente. Durante este tiempo, se llevaron a cabo mezclas ocasionales del tubo mediante una suave inversión del mismo. Seguidamente, se centrifugó la muestra durante 5 minutos a 5.000 g, se eliminó el sobrenadante y se dejó secar el gránulo de ADN a temperatura ambiente alrededor de unos 5-10 minutos.

- Resuspensión del ADN

La resuspensión de la muestra de ADN se llevó a cabo con 75 µl de tampón TE (Tris 40 mM-EDTA 1 mM), con el objetivo de solubilizar el gránulo de ADN mientras se protege de su degradación.

- Tratamiento del ADN extraído con ARNasas libres de ADNasas y cuantificación

Para eliminar cualquier resto de ARN que pudiera quedar, se añadieron 0'5  $\mu$ l de ARNasa al tubo eppendorf y se incubó 45 minutos a 37 °C en una estufa. Posteriormente, se volvió a incubar otros 45 minutos, pero en este caso, a una temperatura de 70 °C para inactivar la enzima y disolver el ADN, dejándolo a continuación 2 horas a temperatura ambiente. Finalmente, se cuantificó la cantidad de ADN de la muestra de *C. fluminea* en un espectrofotómetro (NanoDrop® ND-1000 Thermo Scientific (*NanoDrop Technologies, Wilmington, Delaware; USA*)) a una longitud de onda de 620 nm, y se realizaron las operaciones necesarias para obtener la cantidad de ADN extraído.

Finalmente, una vez cuantificadas las cantidades de ARN y ADN de los tejidos de *C. fluminea*, se llevaron a cabo los cálculos pertinentes para obtener la relación ARN/ADN objeto de estudio.

### 4.3. TRATAMIENTO ESTADÍSTICO

En el proceso de análisis estadístico de los datos se determinó como estadísticamente significativa toda aquella probabilidad asociada ( $\alpha$ ) menor o igual que 0'05, 0'01 y menor o igual que 0'001, indicándolo en cada caso en particular.

En este trabajo se han tenido en cuenta las estaciones del año para algunos de los análisis estadísticos, para lo que se han agrupado las muestras de la siguiente manera:

- Primavera: está constituida por los muestreos efectuados en los meses de marzo, abril y mayo.

- Verano: está constituido por los muestreos efectuados en los meses de junio, julio y agosto.
- Otoño: está constituido por los muestreos efectuados en los meses de septiembre y octubre (durante el mes de noviembre, como se ha comentado con anterioridad, no fue posible efectuar el muestreo correspondiente).
- Invierno: está constituido por los muestreos efectuados en los meses de diciembre, enero y febrero.

Mediante el uso de un análisis de similitud se han identificado los diferentes grupos en los que se agrupan las estaciones de muestreo en función de la similitud de sus parámetros químicos, y su resultado ha sido representado gráficamente mediante un dendrograma. Para ello se ha utilizado como coeficiente de similitud la Distancia Euclídea Normalizada (con el objetivo de que todas las variables tengan escalas comparables, adimensionales).

Por otro lado, también se han ordenado las estaciones de muestreo en función de estos parámetros mediante un Análisis de Componentes Principales o PCA.

La caracterización fisicoquímica del área estudiada se ha realizado mediante el escalamiento multidimensional no-métrico (nMDS), aplicado a la matriz de la Distancia Euclídea Normalizada de todas las variables fisicoquímicas analizadas en este estudio.

La relación existente entre la biomasa y la densidad de *C. fluminea* en el tramo inferior del río Miño fue estimada mediante un análisis de regresión lineal. La relación entre sus valores de longitud, pesos (húmedo y seco), biomاسas (en peso húmedo y en peso seco libre de cenizas) y densidad con las variables ambientales obtenidas en las distintas estaciones

de muestreo se ha realizado mediante un análisis de correlación con regresiones lineales. En este caso, se ha utilizado el coeficiente de correlación  $R_o$  ( $\rho$ ) de SPEARMAN (1904) debido al pequeño tamaño de nuestras muestras ( $n < 30$ ) y al incumplimiento del supuesto de normalidad de alguna de las variables a comparar.

Por otro lado, las diferencias espaciales y temporales tanto de las longitudes como de las biomásas y densidades del bivalvo fueron calculadas mediante estadística no paramétrica, a través de la prueba H de Kruskal-Wallis (KRUSKAL & WALLIS, 1952), debido de nuevo al pequeño tamaño de las muestras. En aquellos casos en los que las diferencias analizadas mediante Kruskal-Wallis eran significativas se realizaban comparaciones múltiples mediante el Método de Dunn (SIEGEL & CASTELLAN, 1988), ya que éste método nos permite contrastar si la diferencia observada entre los rangos medios de cada par de muestras es significativa o no. Para ello, se calcula previamente, para cada comparación por pares, la diferencia en valor absoluto entre los rangos promedios aportados por el test de Kruskal – Wallis y, a continuación, la Diferencia Mínima Significativa (DMS) o valor mínimo a partir del cual una diferencia se considera estadísticamente significativa. Finalmente, si:

$$|\overline{R}_u - \overline{R}_v| \geq \text{DMS}$$

las muestras  $u$  y  $v$  presentarán promedios diferentes.

La fórmula de Dunn para calcular la DMS es la siguiente:

$$\text{DMS} = z_{\alpha/k} (k-1) * \sqrt{\frac{N(N+1)}{12} * \left(\frac{1}{n_u} + \frac{1}{n_v}\right)}$$

donde  $z$  es el valor unilateral correspondiente en una distribución normal al nivel de confianza especificado en el subíndice,  $k$  se refiere al número total de muestras o grupos a comparar, y  $N$  es el número total de casos u

observaciones entre todas las muestras o grupos; siendo  $n_u$  es el número de casos u observaciones del grupo o muestra  $u$  y  $n_v$  el número de casos u observaciones del grupo o muestra  $v$ .

Los individuos fueron divididos en clases de tamaño de 1 mm en función de la longitud de las valvas para elaborar los histogramas correspondientes. La tabla de contingencia que engloba a todos los ejemplares capturados en clases de tamaño de 1 mm, fue obtenida al calcular la frecuencia de cada clase de tamaño en cada muestreo.

Los parámetros de crecimiento,  $L_\infty$  (longitud máxima teórica) y  $k$  (coeficiente de crecimiento), se estimaron usando la ecuación de crecimiento estacional de von Bertalanffy (ECEVB) (VON BERTALANFFY, 1938). Para reconocer las cohortes se utilizó, en primer lugar, el método de Bhattacharya (BHATTACHARYA, 1967), que descompone gráficamente en cohortes las distribuciones multimodales de frecuencias, suponiendo normalidad en cada componente. Para cada cohorte se calculó la longitud media de los individuos, el tamaño de la población (en número), la desviación estándar y el índice de separación (IS) definido como la diferencia entre las medias de ambas distribuciones, dividida por el promedio de las desviaciones estándar correspondientes; valores de IS inferiores a 2 indican que las modas comparadas son virtualmente iguales (SPARRE & VENEMA, 1991). A continuación, con la finalidad de obtener las estimaciones preliminares de  $L_\infty$ ,  $k$  y los valores de oscilación estacional ( $C$  y  $WP$ ), se usó en primer lugar una rutina denominada Unión de las medias (*Linking of means*) (SAINSBURY, 1980) que permite unir las longitudes medias dentro de cada una de las cohortes diferenciadas por el método Bhattacharya, y en segundo lugar, con los resultados de incremento de las longitudes de cada cohorte que da esta rutina, se utilizó el método de Gulland y Holt (GULLAND & HOLT, 1959) que analiza la relación lineal entre el incremento anual en longitud de los ejemplares en función de la talla que presentaban al inicio del estudio.

Posteriormente, tomando los valores obtenidos por este método, se utilizó el análisis de superficie de respuesta del ELEFAN I (Análisis de frecuencia de longitud electrónica) (GAYANILO *et al.*, 2005) para determinar la combinación de valores de los parámetros de crecimiento que presentan el valor más elevado del criterio de bondad de ajuste (denominado  $R_n$ ); estos valores se utilizaron finalmente para obtener la forma estacional del modelo de crecimiento estacional de von Bertalanffy modificado según PAULY & GASCHÜTZ (1979) y GAYANILO *et al.* (1989), el cual quedó representado por la ecuación:

$$L_t = L_\infty [1 - e^{[-k(t-t_0) + (Ck/2\pi) \sin(2\pi(t-WP))]}]$$

donde  $L_t$  es la longitud estimada de un organismo a la edad  $t$ ,  $L_\infty$  es la longitud máxima o longitud asintótica, y  $k$  es la constante de crecimiento que determina la rapidez con la que un organismo alcanza la longitud máxima. El parámetro  $C$  es el factor que denota la amplitud de la oscilación estacional del crecimiento; varía entre 0 y 1, cero indica que no existen diferencias de crecimiento entre invierno y verano, en este caso la ECEVB no difiere de la ecuación estándar de crecimiento de von Bertalanffy, mientras que 1 denota diferencias invierno-verano muy marcadas. En términos generales, para los organismos acuáticos el parámetro  $C$  está correlacionado con las diferencias entre las temperaturas medias mensuales del agua de invierno y de verano (PAULY, 1987). El parámetro  $WP$  es el "punto de invierno", que indica el momento del año (expresado como una fracción decimal) en el que el crecimiento alcanza su valor mínimo y  $t_0$  es el tiempo a partir del cual comienza a crecer el bivalvo. El método de Powell-Wetherall (POWELL, 1979; WETHERALL, 1986) nos permitió establecer la clase de tamaño a partir de la cual la población es completamente muestreada por la draga. Todos estos métodos, basados en el análisis de datos de frecuencia de longitud, forman parte del paquete computarizado FiSAT II (GAYANILO *et al.*, 2005).

La longevidad de los organismos se estimó a partir de la relación longitud-edad obtenida a partir del análisis de progresiones modales.

El patrón de reclutamiento se obtuvo mediante una rutina del programa FiSAT II, que proyecta los datos de las frecuencias de longitud de cada clase de edad hacia atrás, sobre el eje temporal, usando los parámetros de crecimiento  $L_{\infty}$  y  $k$  para mostrar así el número de pulsos o períodos de reclutamiento por año (PAULY, 1986; GAYANILO *et al.*, 2005).

Debido al tipo de datos obtenidos durante nuestro estudio, los métodos utilizados para estimar la condición metabólica de los individuos de *C. fluminea* se redujeron básicamente al cálculo de los estadísticos descriptivos, cuyos valores van acompañados de una medida de dispersión; en este caso se ha utilizado el error típico de la media. Los estadísticos que hemos utilizado para describir la localización de las distribuciones fueron la media, la mediana y los estimadores robustos centrales o estimadores-M (estimadores de tendencia central basados en el método de máxima verosimilitud). Los estimadores-M no son más que una media ponderada en la que los pesos asignados a los diferentes casos dependen de la distancia de cada caso al centro de la distribución. Al contrario de lo que ocurre con la media, la mediana y los estimadores-M son menos sensibles a la presencia de valores extremos, por lo tanto es preferible utilizar estos índices de tendencia central cuando las distribuciones son asimétricas. La cantidad de variación o de dispersión en nuestros datos fue analizada mediante el error típico de la media, y el valor mínimo y máximo alcanzado por las variables. La forma y la simetría de las distribuciones fueron descritas mediante los estadísticos de asimetría y curtosis. Para realizar una mejor interpretación de la asimetría de las distribuciones, los resultados también recogen el error típico del índice de asimetría que nos permite tipificar el valor del índice e interpretarlo como una puntuación  $z$  con distribución aproximadamente  $N(0, 1)$ . El índice de asimetría tipificado se obtiene mediante el cociente entre el índice de

asimetría y su error típico, así, los índices tipificados que sean superiores a 1'96 en valor absoluto nos permitirán afirmar la existencia de asimetría, que será negativa o positiva dependiendo del signo del estadístico. El segundo estadístico indica el grado en que las distribuciones acumulan casos en sus colas en comparación con los casos acumulados en las colas de una distribución normal con la misma varianza. De esta manera, los índices positivos de curtosis indican que los casos u observaciones se concentran más en el centro de la distribución y que presentan colas más estrechas hasta los valores extremos, en cuyo punto se hacen más gruesas que las colas de una distribución normal. Estas distribuciones reciben el nombre de leptocúrticas. Los índices de curtosis negativos señalan que las observaciones se concentran menos y que la distribución presenta colas más gruesas hasta los valores extremos, en cuyo punto éstas son más estrechas que las de una distribución normal. En este caso recibe el nombre de distribución platocúrtica. Al mismo tiempo, los valores próximos a cero indican una semejanza con la curva normal. Al igual que en el caso de la asimetría, en la tabla de resultados también se muestra el error típico del índice de curtosis que permite tipificar su valor, al dividirlo por su error típico, y poder así interpretarlo como una puntuación  $z$  distribuida aproximadamente  $N(0, 1)$ . Para visualizar mejor el grado de dispersión y de localización de los datos, y el grado de asimetría de las distribuciones se han utilizado gráficos tipo *box plot* o diagramas de cajas.

Para comparar las medias de proteínas, glucógeno y relación ARN/ADN en función de la cohorte se utilizó el análisis de varianza (ANOVA). Por otro lado, cuando el tamaño muestral es pequeño ( $n < 30$ ) es recomendable el uso de la estadística no paramétrica para llevar a cabo los análisis estadísticos, de ahí que en este estudio se emplee también la prueba de Kruskal-Wallis para comparar las medias. A los análisis de varianza se les añadieron contrastes *post hoc*, con la única salvedad de que si las varianzas eran homogéneas se utilizaba la prueba de Tukey (TUKEY,

1953), mientras que si las varianzas no eran homogéneas se usaba la prueba T2 de Tamhane (TAMHANE, 1977); a los contrastes no paramétricos se les añadió el Método de Dunn (SIEGEL & CASTELLAN, 1988) explicado anteriormente. Se utilizó el estadístico de Levene (LEVEN, 1960) como prueba de la homogeneidad de las varianzas y el test de Shapiro-Wilk (SHAPIRO & WILK, 1965) para la prueba de la normalidad.

Para el tratamiento estadístico de los datos se utilizaron los programas Microsoft® Excel, FiSAT II (GAYANILO *et al.*, 2005), y los paquetes estadísticos PRIMER-E (CLARKE & GORLEY, 2001) y SPSS (*Statistical Package for the Social Sciences*, versión 19).



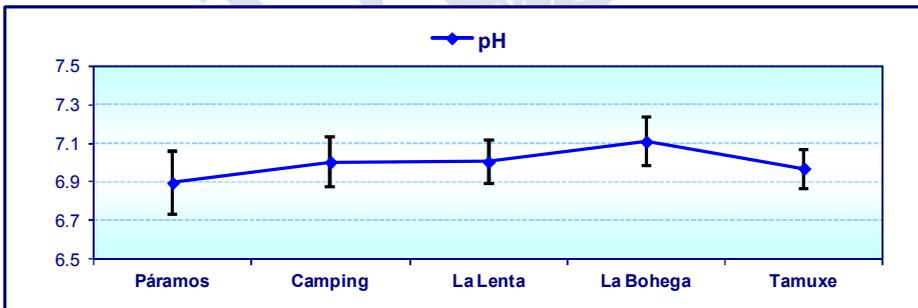


**CAPÍTULO 5**  
**RESULTADOS**

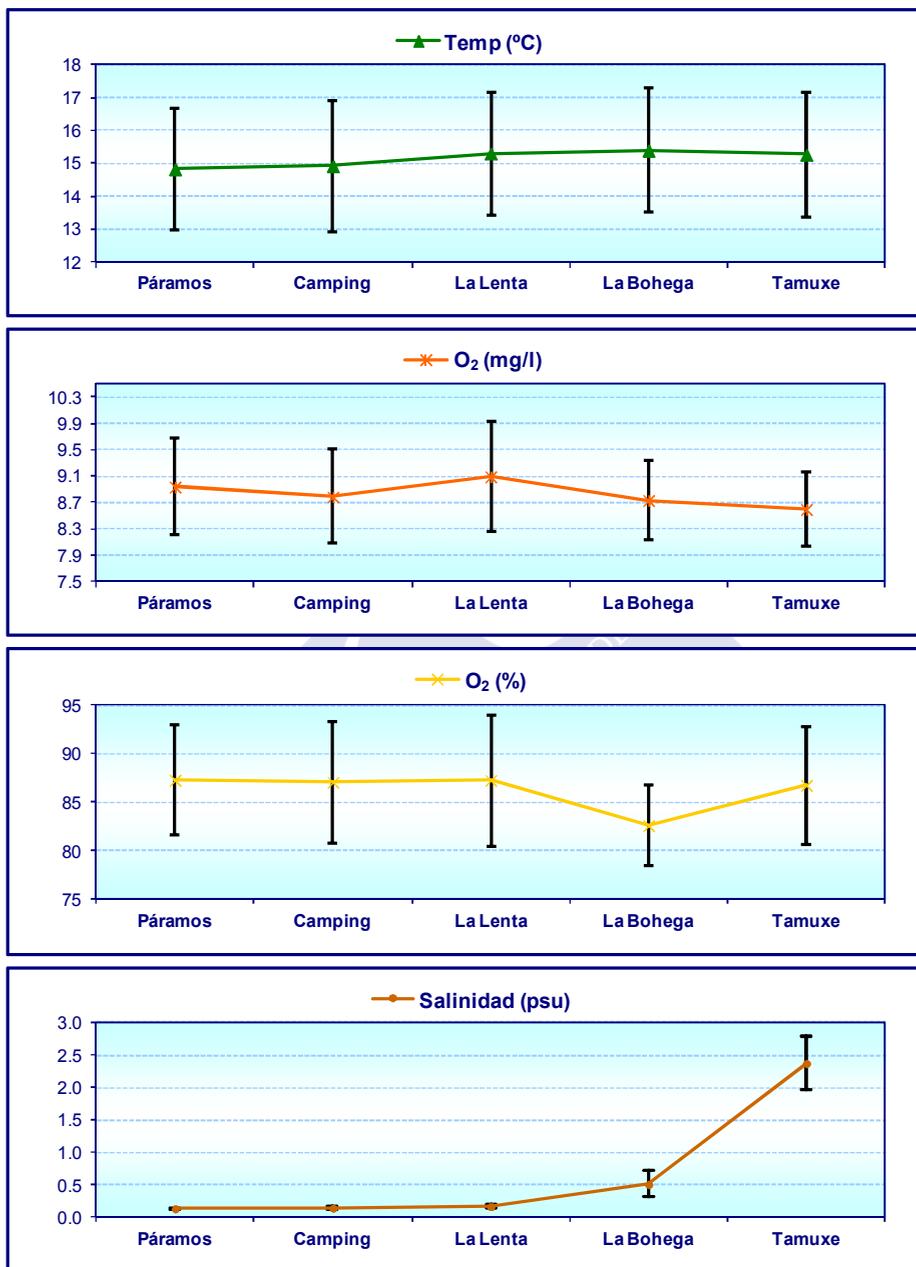


### 5.1. ESTUDIO COMPARATIVO DE LOS PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS DE LAS ESTACIONES DE MUESTREO

Las variaciones de los parámetros químicos tomados *in situ* en cada estación de muestreo ya fueron comentadas en el apartado descriptivo de cada una de ellas. En conjunto (fig. 26), los valores de pH, temperatura y oxígeno disuelto muestran una notable uniformidad en todas las estaciones. Sin embargo, si nos fijamos en la tasa de saturación de oxígeno podemos observar una ligera disminución de su valor en la estación de La Bohega. La conductividad, que se mantiene bastante uniforme hasta la estación situada en la isla de La Lenta (alrededor de los 118  $\mu\text{S}/\text{cm}$ ), aumenta considerablemente en las dos últimas estaciones debido a su proximidad a la desembocadura y a la entrada de agua salada con la pleamar, alcanzando un valor medio en Tamuxe de 1120 ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ ). Este hecho está en concordancia con los valores de salinidad registrados en las diferentes estaciones de muestreo, tal y como se puede observar en la figura 26.



**FIGURA 26:** Valores medios [ $\pm$  error típico] de los parámetros químicos en cada estación de muestreo durante el período de realización del estudio.



**FIGURA 26 (CONT.):** Valores medios [ $\pm$  error típico] de los parámetros químicos en cada estación de muestreo durante el período de realización del estudio.

El resto de los parámetros químicos que completan la caracterización de las estaciones de muestreo se presentan en la figura 27.

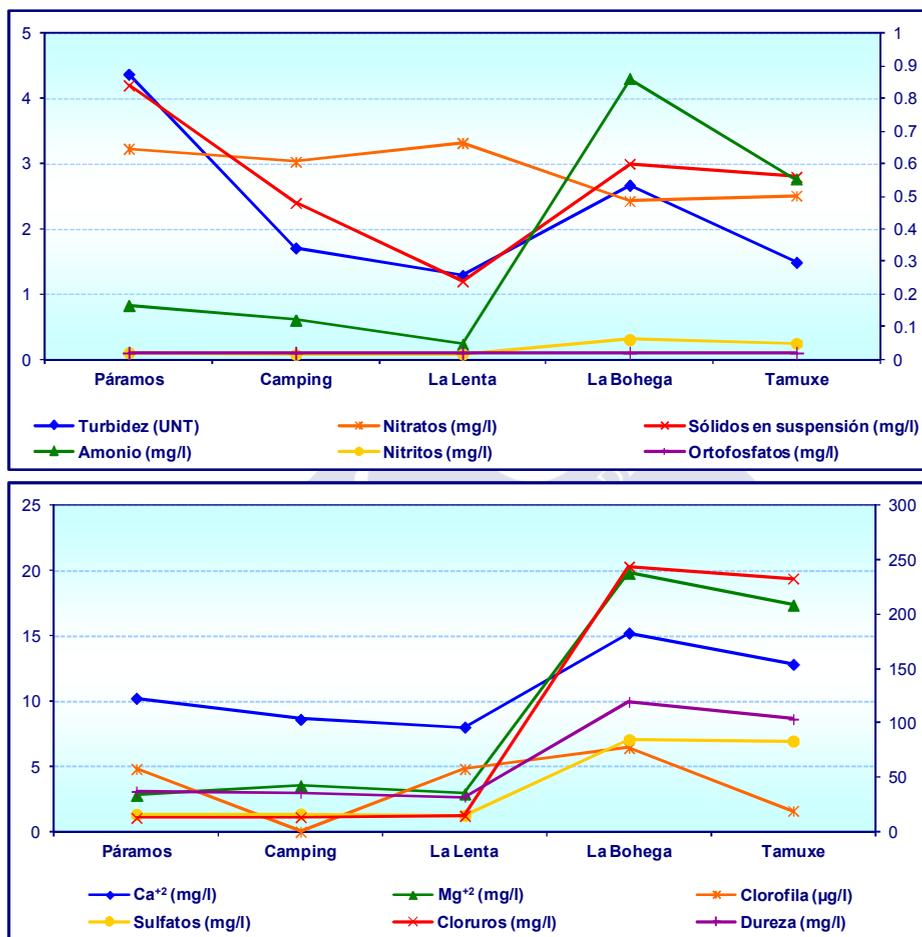


FIGURA 27: Valores de los parámetros químicos en cada estación de muestreo (amonio, nitritos, ortofosfatos, cloruros y dureza están representados en los ejes secundarios).

La turbidez y los sólidos en suspensión, tal y como hemos mencionado con anterioridad, son parámetros fisicoquímicos relacionados entre sí; este

hecho es el responsable de que en la figura 27 observemos una evolución conjunta de ambos parámetros a lo largo de las diferentes estaciones de muestreo. Sus valores varían entre 1'29 y 4'37 UNT en el caso de la turbidez, y 1'2 y 4'2 mg/l en el caso de los sólidos en suspensión. Ambos parámetros presentan valores máximos en las estaciones más protegidas, es decir, en Páramos y La Bohega.

En cuanto a los compuestos nitrogenados, la cantidad de nitritos y nitratos casi no muestra variaciones a lo largo de las estaciones, sin embargo los valores de amonio en La Bohega (0'861 mg/l) aumentan ligeramente con relación a las demás estaciones (fig. 27). Este aumento pudo ser debido a que la materia orgánica acumulada en esta estación haya sido oxidada por los microorganismos; suceso que se ve reflejado en la disminución del porcentaje de oxígeno disuelto en el agua en dicha estación (fig. 26).

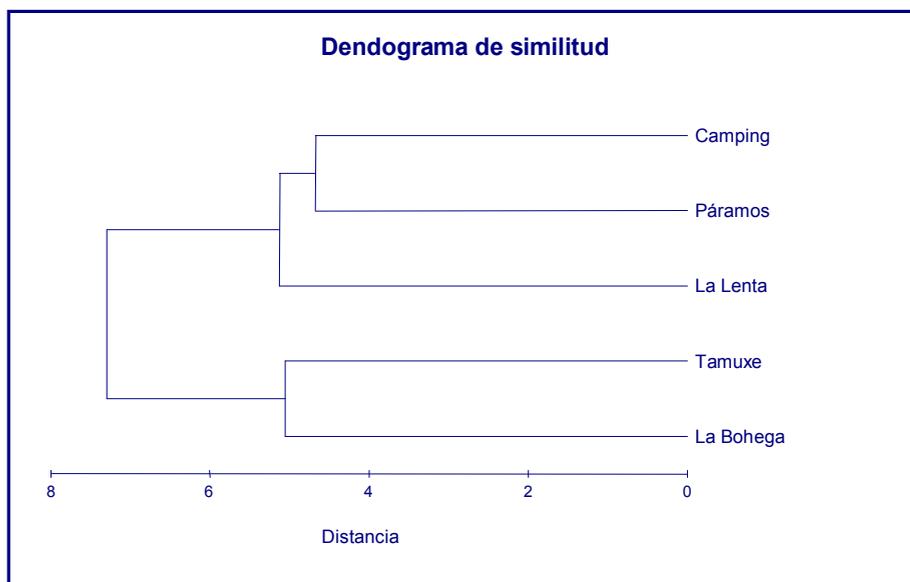
A lo largo de todas las estaciones muestreadas la cantidad de ortofosfatos permanece constante, con un valor de 0'02 mg/l (fig. 27).

En cuanto a la dureza total de las aguas analizadas (dureza,  $\text{Ca}^{2+}$  y  $\text{Mg}^{2+}$ ), es de destacar el marcado incremento que se observa en las estaciones más próximas a la desembocadura (fig. 27). Esta situación podría ser explicada por la entrada de agua salada con la pleamar, ya que las muestras de agua fueron recogidas con la marea alta para poder acceder a los puntos situados en el arenal del estuario. Asimismo, los valores de sulfatos y cloruros presentan el mismo patrón de evolución que los de dureza total, es decir, sufren un fuerte aumento en las estaciones de La Bohega y Tamuxe, probablemente relacionado con la influencia del agua de mar.

La cantidad de clorofila en las muestras alcanzó su valor máximo en la estación de La Bohega (6'4 mg/l) y su mínimo en la estación de Camping (< 0'1 mg/l).

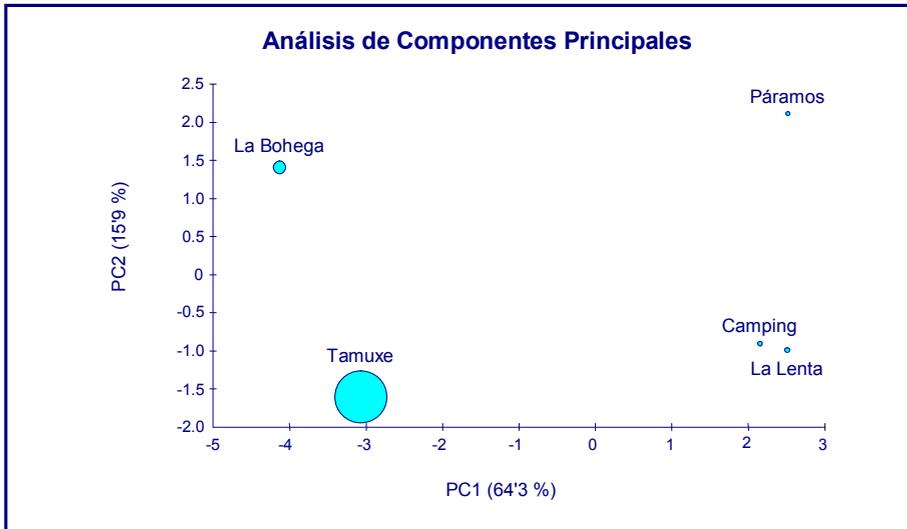
Del dendrograma de similitud obtenido para las estaciones de muestreo en función de los datos químicos de cada una de ellas (fig. 28) es

interesante destacar cómo el análisis de agrupación separa claramente La Bohega y Tamuxe del resto las estaciones. Esta separación se debe probablemente al aumento de la conductividad por efecto del agua salada en la pleamar, y el consiguiente incremento de la salinidad, que tiene lugar en estas estaciones, donde ya aparecen valores claramente mensurables de este parámetro.



**FIGURA 28:** Dendrograma de similitud entre las estaciones de muestreo en función de los valores medios de los parámetros químicos de cada estación.

Cuando recurrimos al análisis de componentes principales (PCA) de las estaciones de muestreo en función de los parámetros químicos medidos en cada una de ellas se revela la existencia de un claro patrón que, como en el caso del dendrograma de similitud, agrupa a las estaciones que sufren un incremento de la salinidad frente al resto de estaciones (fig. 29).



**FIGURA 29:** Representación de la conductividad sobre la ordenación del PCA de las estaciones de muestreo en función de los valores medios de los parámetros químicos de cada estación (el radio de los círculos azules es proporcional al valor del parámetro). En cada eje se muestra el porcentaje de la variabilidad explicada por cada uno.

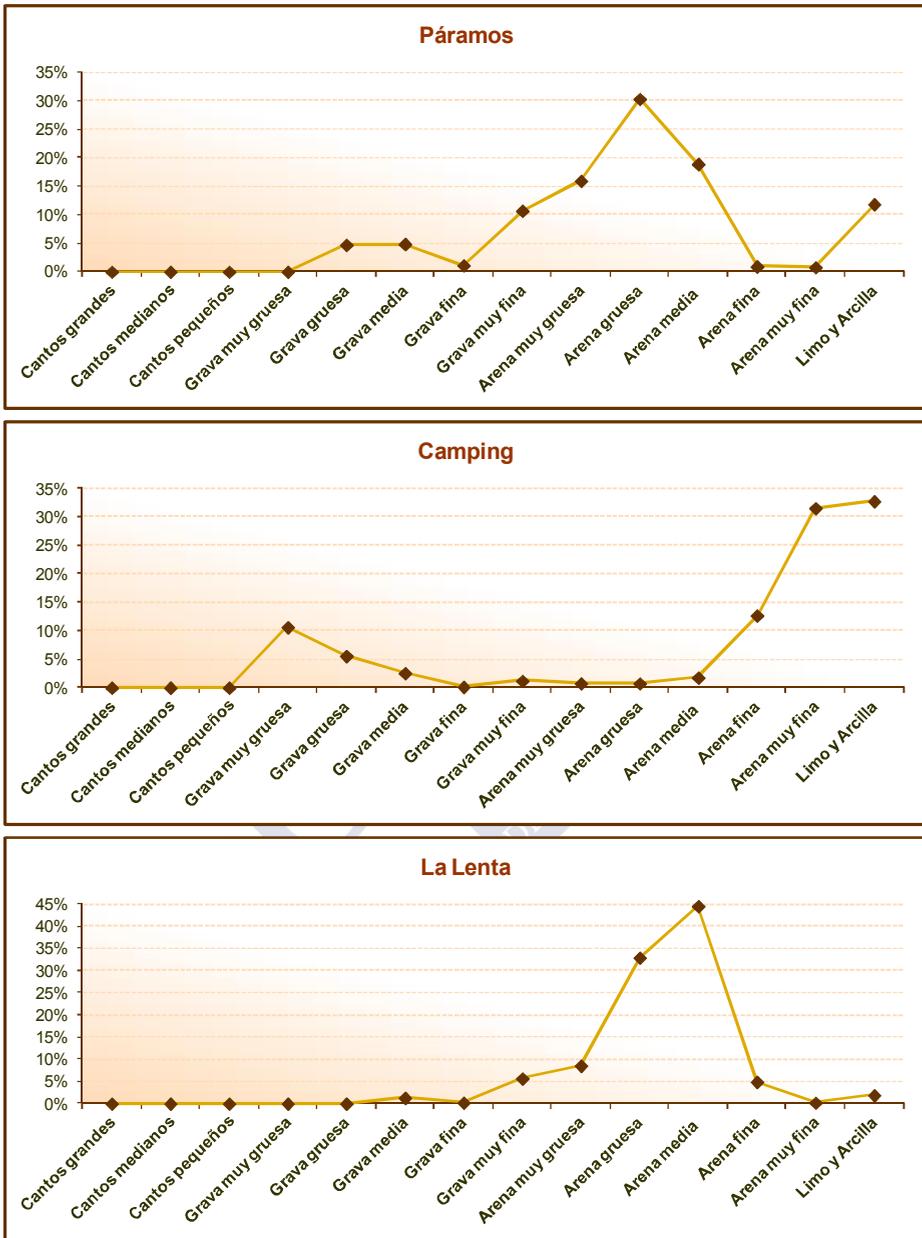
En la tabla 3 se puede observar la correlación que presenta cada componente principal con cada una de las variables. Así, en la proyección contra el primer eje de variabilidad, las estaciones de muestreo se distribuyeron en dos grandes grupos debido a los valores de cloruros, sulfatos y dureza total. Estos parámetros están relacionados con la influencia del agua de mar, de ahí que nos separe las estaciones más próximas a la desembocadura (La Bohega y Tamuxe) del resto. Y a lo largo del segundo eje de variabilidad la separación de las estaciones estuvo relacionada con la turbidez, por eso Páramos y La Bohega, que son las estaciones con mayores valores (véase Anexo I) se encuentran alejadas de las demás.

**TABLA 3:** Valores de los coeficientes de las combinaciones lineales de las variables químicas que componen cada coeficiente principal en el análisis PCA de las estaciones de muestreo.

<b>Variabes químicas</b>	<b>PC1</b>	<b>PC2</b>
pH	- 0'180	- 0'063
Temperatura (°C)	- 0'207	- 0'204
O <sub>2</sub> (mg/l)	0'231	- 0'229
O <sub>2</sub> (%)	0'233	0'097
Conductividad (µS/cm)	- 0'196	- 0'274
Salinidad (psu)	- 0'255	- 0'200
Turbidez (UNT)	0'042	0'579
Amonio (mg/l)	- 0'293	0'133
Nitritos (mg/l)	- 0'299	0'078
Nitratos (mg/l)	0'295	0'025
Sólidos en suspensión (mg/l)	- 0'046	0'474
Dureza (mg/l)	- 0'302	0'032
Ca <sup>+2</sup> (mg/l)	- 0'285	0'200
Mg <sup>+2</sup> (mg/l)	- 0'302	- 0'005
Clorofila (mg/l)	- 0'062	0'389
Sulfatos (mg/l)	- 0'300	- 0'025
Cloruros (mg/l)	- 0'301	- 0'023

### **5.1.1. ESTUDIO GRANULOMÉTRICO**

El análisis de la granulometría (figuras 30 y 31, y tabla 4) mostró una gran variación en la distribución de los sedimentos a lo largo de las diferentes estaciones de muestreo. El sustrato dominante en todas las estaciones es la arena, destacando en Tamuxe (98'62 %) y La Lenta (91 %). En cuanto a las gravas, los porcentajes fueron mayores en las estaciones superiores (Páramos, Camping y La Lenta) que en las inferiores (Tamuxe), con la excepción de La Bohega, donde esta fracción representa el 19'73 %. Las cantidades de limos y arcillas fueron relativamente bajas salvo en las estaciones superiores: Camping (32'66 %) y Páramos (11'83 %).



**FIGURA 30:** Porcentajes de las distintas fracciones del sedimento en las diferentes estaciones de muestreo.

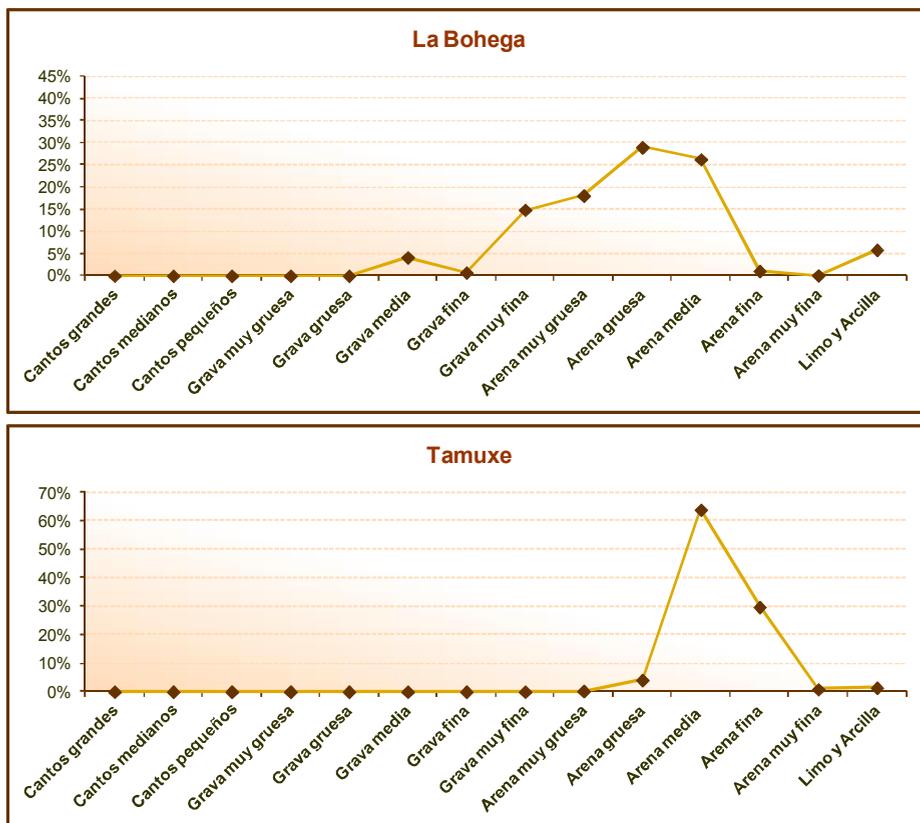
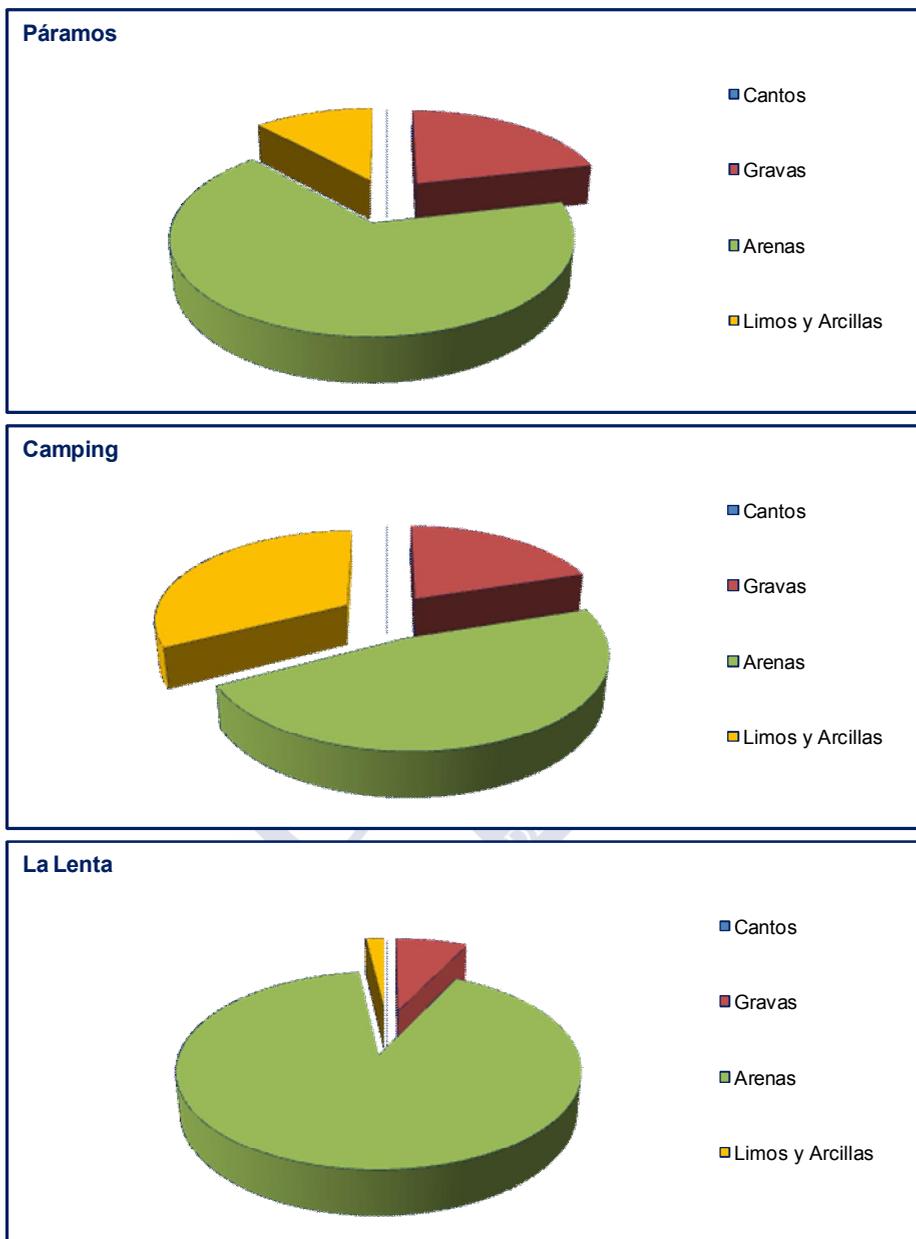


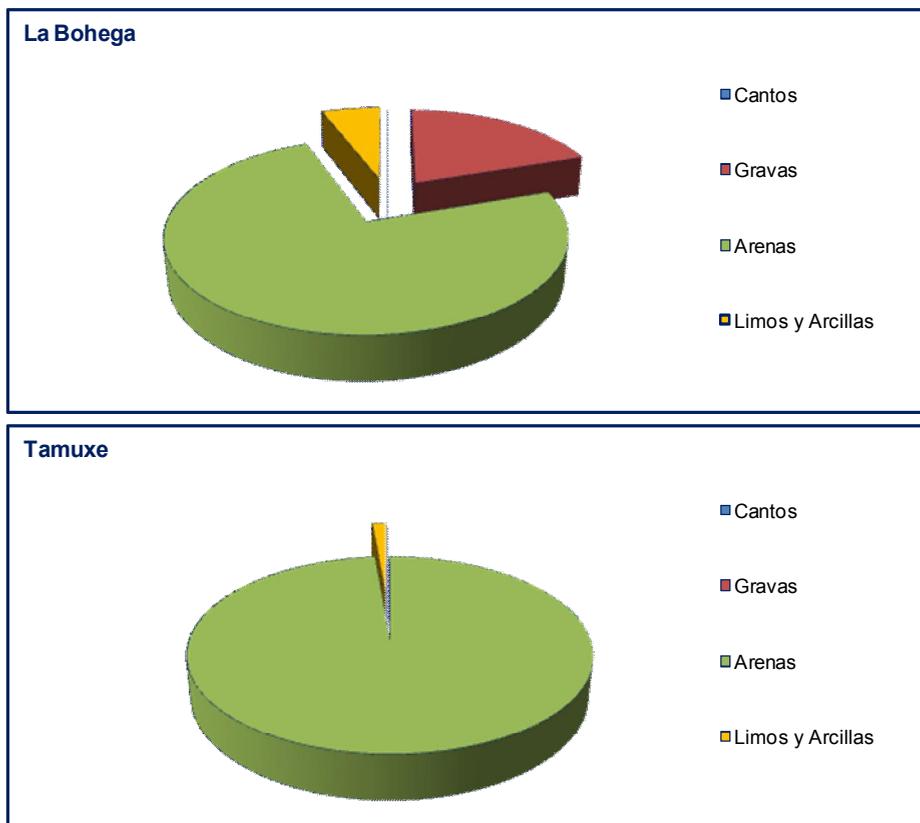
FIGURA 30 (CONT.): Porcentajes de las distintas fracciones del sedimento en las diferentes estaciones de muestreo.

TABLA 4: Porcentajes de los cantos, gravas, arenas, limos y arcillas del sedimento en las diferentes estaciones de muestreo.

	Cantos (%)	Gravas (%)	Arenas (%)	Limos y Arcillas (%)
<b>Páramos</b>	0'00	21'37	66'80	11'83
<b>Camping</b>	0'00	19'99	47'35	32'66
<b>La Lenta</b>	0'00	7'12	91'00	1'88
<b>La Bohega</b>	0'00	19'73	74'44	5'84
<b>Tamuxe</b>	0'00	0'00	98'62	1'38



**FIGURA 31:** Representación gráfica de la composición granulométrica de las estaciones de muestreo donde queda patente el predominio de las arenas.



**FIGURA 31 (CONT.):** Representación gráfica de la composición granulométrica de las estaciones de muestreo donde queda patente el predominio de las arenas.

En definitiva, el mayor contenido en arenas se produce en las estaciones inferiores, concretamente en Tamuxe, La Lenta y La Bohega, pues las tres estaciones se sitúan en la zona donde la corriente de agua que transporta estas partículas se ve frenada periódicamente por la cuña de agua salada que penetra en la pleamar, favoreciendo así la sedimentación de las mismas. Además, Tamuxe se encuentra alejada del canal principal, en un ramal lateral que trae aportes de materia fina transportada hasta allí por el río Tamuxe. En el caso de Páramos la situación es similar, ya que se sitúa en

una zona lateral protegida y funciona como un área deposicional para las partículas más finas.

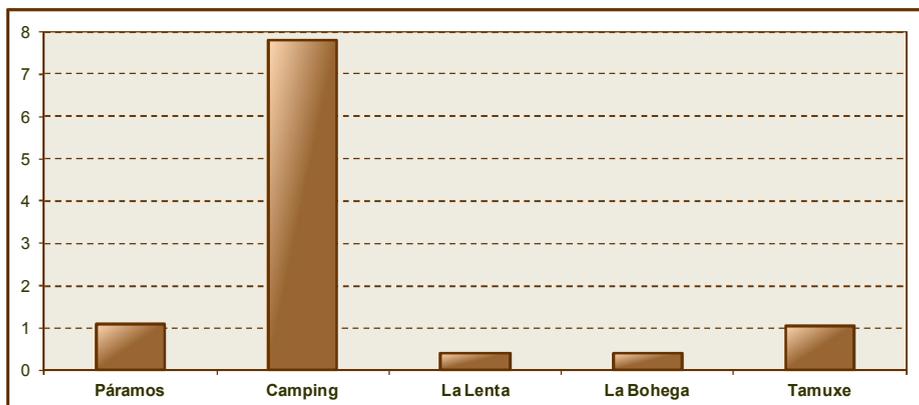
Las gravas son más abundantes en las estaciones superiores, con la excepción de La Bohega que presenta un porcentaje similar al de Camping y Páramos pero este porcentaje se debe principalmente a la grava de tipo muy fino (fig. 30).

Los limos y las arcillas son más abundantes en la estación Camping debido a que la presencia de algas filamentosas enraizadas en el fondo favorece su retención. Páramos, es la estación que presenta la segunda mayor proporción de esta fracción, debido a que la zona de muestreo es una zona deposicional. Y también cabe citar el hecho de que La Bohega presenta una mayor cantidad de estos sedimentos finos que Tamuxe y La Lenta por ser la zona de tipo deposicional.

### **5.1.2. MATERIA ORGÁNICA EN EL SEDIMENTO**

La cantidad de materia orgánica presente en el sedimento de las muestras varió desde 0'40 %, en la estación de La Lenta, hasta 7'80 %, en la estación de Camping (fig. 32 y tabla 5).

El porcentaje observado refleja claramente la disposición y naturaleza de las estaciones, pues las algas de Camping contribuyen a la retención de estas partículas y la situación lateral y abrigada de Páramos y Tamuxe se traduce también en un incremento de esta fracción.



**FIGURA 32:** Representación gráfica de los valores de materia orgánica en el sedimento de las estaciones de muestreo.

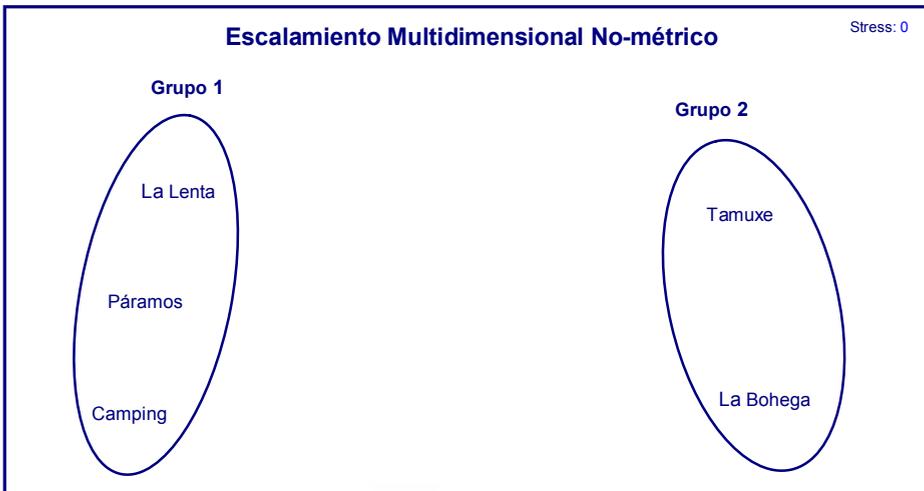
**TABLA 5:** Valores de materia orgánica en el sedimento de las estaciones de muestreo.

	Contenido de materia orgánica en sedimento	
	(g)	(%)
<b>Páramos</b>	0'38	1'09
<b>Camping</b>	1'64	7'80
<b>La Lenta</b>	0'15	0'40
<b>La Bohega</b>	0'16	0'41
<b>Tamuxe</b>	0'31	1'05

### **5.1.3. CARACTERIZACIÓN ABIÓTICA DE LAS ESTACIONES DE MUESTREO**

El Anexo I muestra los parámetros físicos y químicos analizados en cada una de las estaciones de muestreo seleccionadas para llevar a cabo este estudio, junto con el tamaño del área total muestreada en cada una de ellas. El análisis nMDS identificó dos grupos principales con características ambientales diferentes: Grupo 1 que comprende las estaciones Páramos, Camping y La Lenta; y Grupo 2 que engloba a La Bohega y Tamuxe (fig. 33). Estos dos grupos aparecen diferenciados en función de un gradiente

fisicoquímico. El Grupo 1 está caracterizado por la presencia de sustratos de gravas con depósitos de finos y un alto contenido en materia orgánica, con la excepción de la estación La Lenta con fondos más arenosos y un menor contenido orgánico. El Grupo 2 se caracteriza por presentar los valores más elevados de salinidad, conductividad, cloruros y dureza total; hecho que está en concordancia con la mayor influencia de las condiciones marinas adyacentes. Además, en este grupo se encontraron mayoritariamente las estaciones que presentaban los sustratos arenosos y un bajo contenido orgánico.



**FIGURA 33:** Análisis multidimensional (nMDS) de las estaciones de muestreo del estuario del río Miño a partir de las variables fisicoquímicas de cada una de ellas.

## 5.2. ESTUDIO BIOLÓGICO

### 5.2.1. PARÁMETROS MORFOLÓGICOS

La red de la draga utilizada en la toma de muestras presenta una luz de malla de 1 cm y, a pesar de que se capturaron muchos bivalvos menores de ese tamaño, no tenemos ninguna duda de que ejerció una fuerte selección sobre el tamaño mínimo de los especímenes muestreados. De hecho, aplicando el método Powell-Wetheral al conjunto de individuos recogidos en los muestreos queda patente que solo aquellos individuos de longitud mayor o igual a 11 mm fueron recogidos completamente mediante esta técnica.

Las mediciones realizadas muestran que existe una elevada correlación entre la longitud dorsoventral de los ejemplares y la longitud anteroposterior ( $R^2 = 0'9896$ ), de manera que puede ser fácilmente obtenida a partir de ésta mediante la fórmula  $y = 0'8942x - 0'7721$  (fig. 34). Es por esto que en este trabajo solo fueron realizadas mediciones de la longitud anteroposterior.

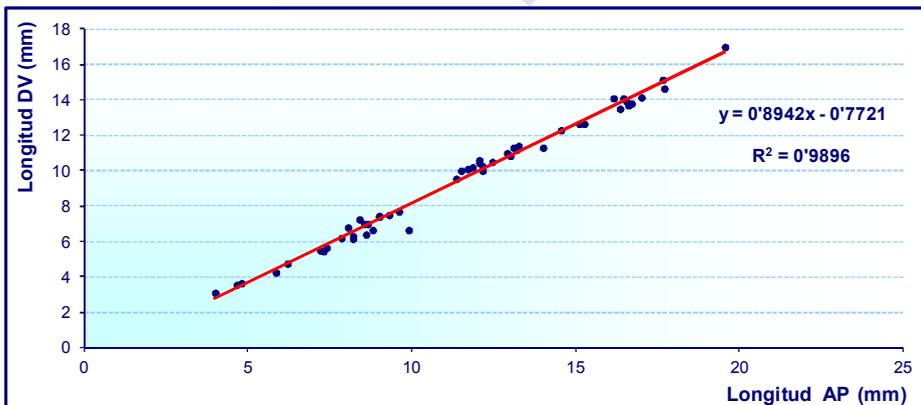


FIGURA 34: Recta de regresión entre la longitud anteroposterior (AP) y la dorsoventral (DV) de ejemplares de *C. fluminea* (N = 50).

Los ejemplares más pequeños fueron capturados en la estación Camping (fig. 35), donde la talla mínima de los individuos recogidos fue de 1'85 mm (muestra del mes de julio). Aparentemente, se debe al método de muestreo empleado, pues la luz de malla de la red de captura infravalora las tallas menores de 10 mm, y a que esta es la única estación en la que el fondo presenta una gran abundancia de algas filamentosas y los pequeños bivalvos aparecieron retenidos entre los filamentos que tupían la malla.

El tamaño máximo de los individuos (fig. 35) superó en todas las estaciones los 20 mm, excepto en Camping, donde no alcanzaron este valor en ocho de los once muestreos realizados. Por otra parte, el tamaño máximo alcanzado por los individuos capturados fue de 39'44 mm de longitud (Tamuxe, mes de agosto) y llama la atención el caso de La Lenta, donde el tamaño máximo de los ejemplares fue muy regular en todos los muestreos.

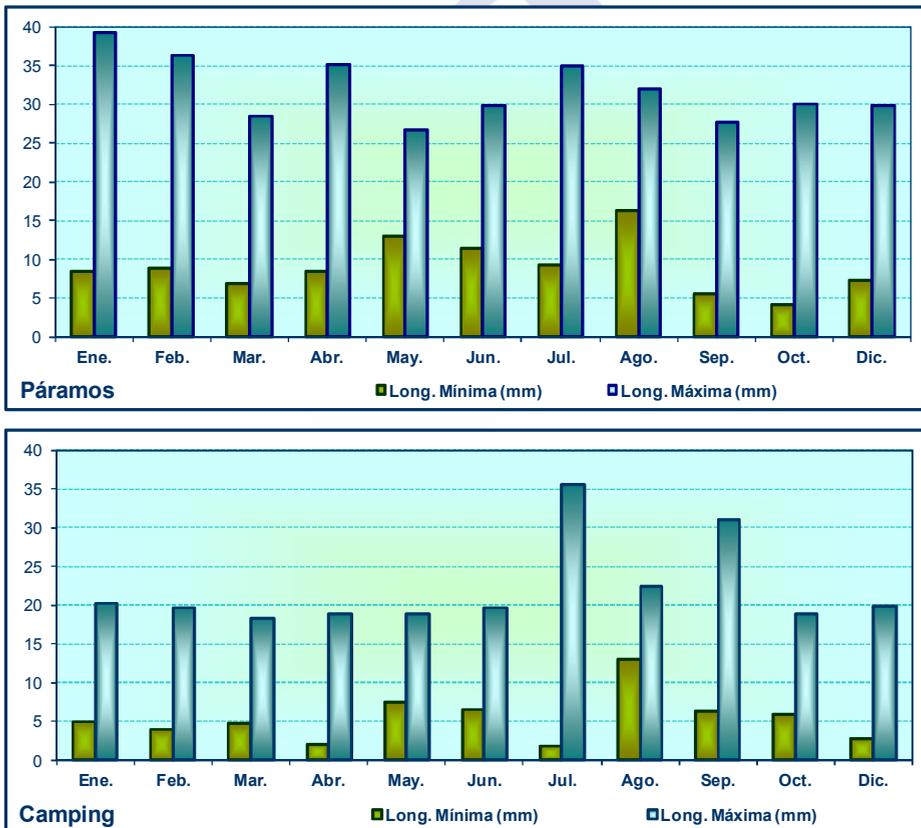
**TABLA 6:** Valores máximos y mínimos [ $\pm$  error típico] de la longitud media mensual de los individuos muestreados en cada estación.

Estación	Longitud media mensual (mm)	
	Valor máximo	Valor mínimo
<b>Páramos</b>	25'37 $\pm$ 0'24	15'13 $\pm$ 0'35
<b>Camping</b>	18'49 $\pm$ 0'47	9'63 $\pm$ 0'45
<b>La Lenta</b>	17'41 $\pm$ 0'55	13'62 $\pm$ 0'32
<b>La Bohega</b>	19'18 $\pm$ 0'51	13'06 $\pm$ 0'43
<b>Tamuxe</b>	31'96 $\pm$ 0'68	16'79 $\pm$ 0'34

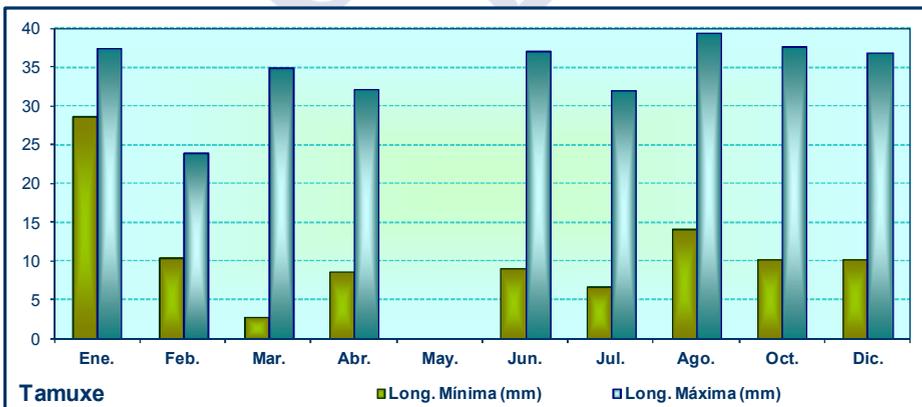
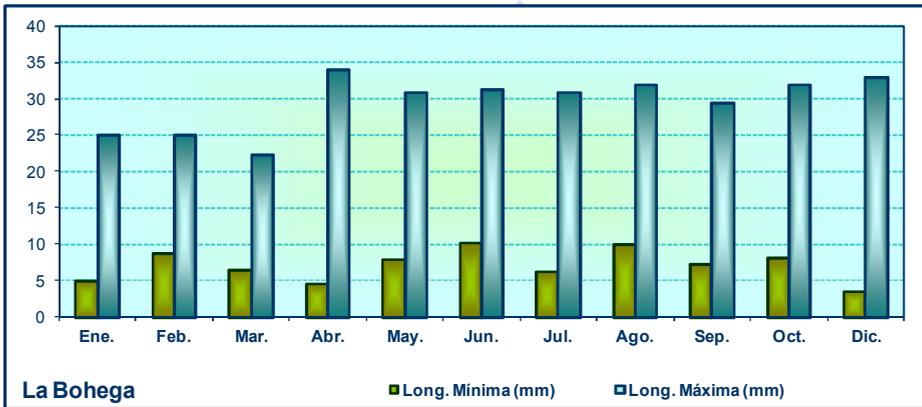
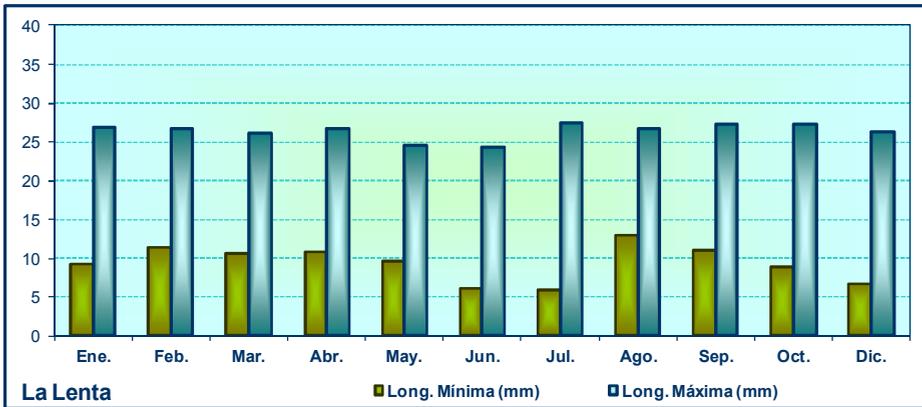
Como se puede ver en la figura 36, el estudio de la longitud anteroposterior de los individuos capturados muestra que existe una variación del tamaño medio individual tanto espacial (entre las estaciones de muestreo) como temporal (entre los meses de captura de cada una de las estaciones de muestreo). Así, en Páramos los individuos que presentan mayor tamaño se hallaron especialmente entre enero y agosto (con excepción del mes de marzo, presentando su valor medio máximo en abril (25'37 mm). En Camping se aprecia una evolución de las tallas ascendente de marzo a agosto

(excepto mayo) y descendente nuevamente hasta marzo. En La Lenta los individuos que presentan mayor tamaño se hallaron principalmente en octubre, febrero-marzo y agosto. En el caso de La Bohega, los ejemplares de mayor tamaño se hallaron sobre todo en el mes de agosto seguido, en orden descendente, por los meses de abril y octubre. Por último, Tamuxe es la estación que cuenta con los individuos de mayor talla media, y los individuos de mayor tamaño se hallaron principalmente entre octubre y enero, y en agosto.

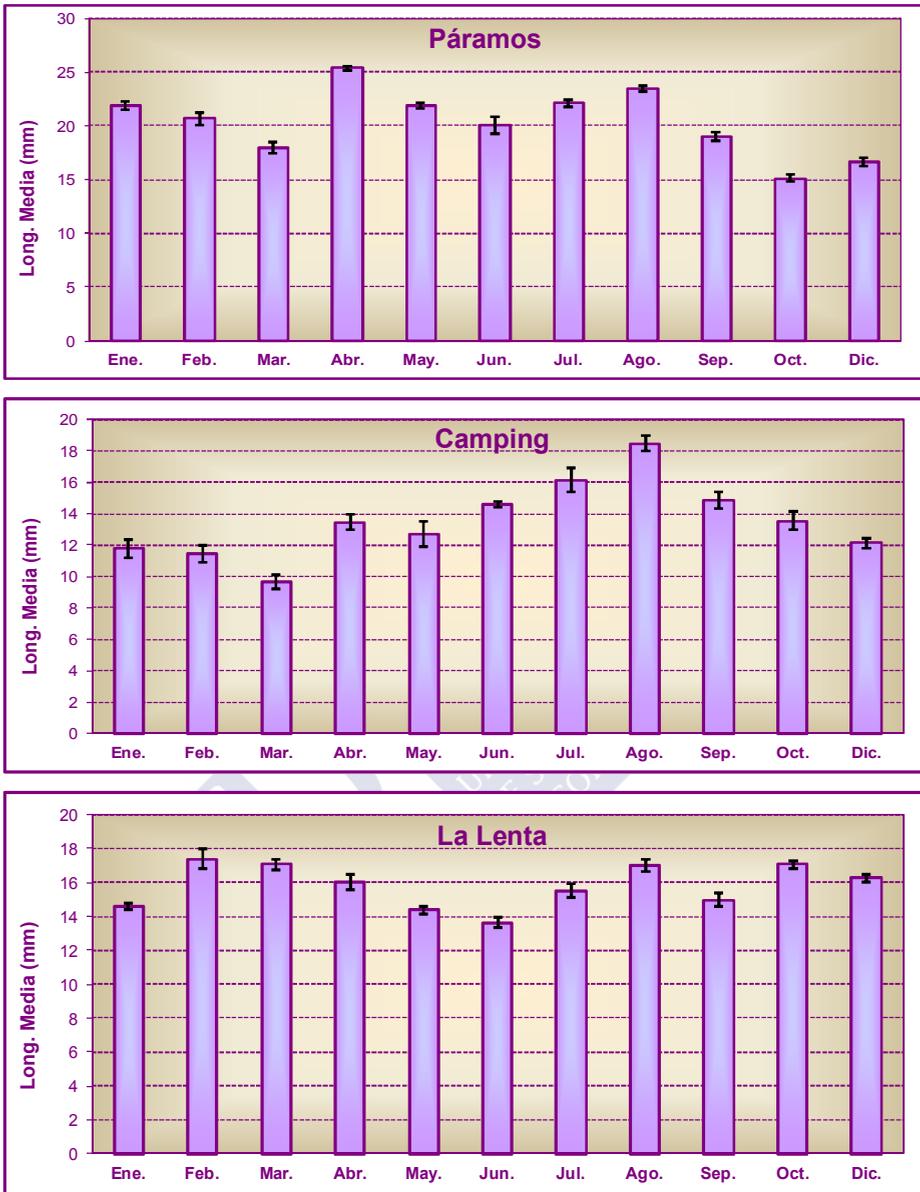
Según estas observaciones, los ejemplares de mayor tamaño parecen encontrarse en zonas resguardadas y de sedimentos más estables.



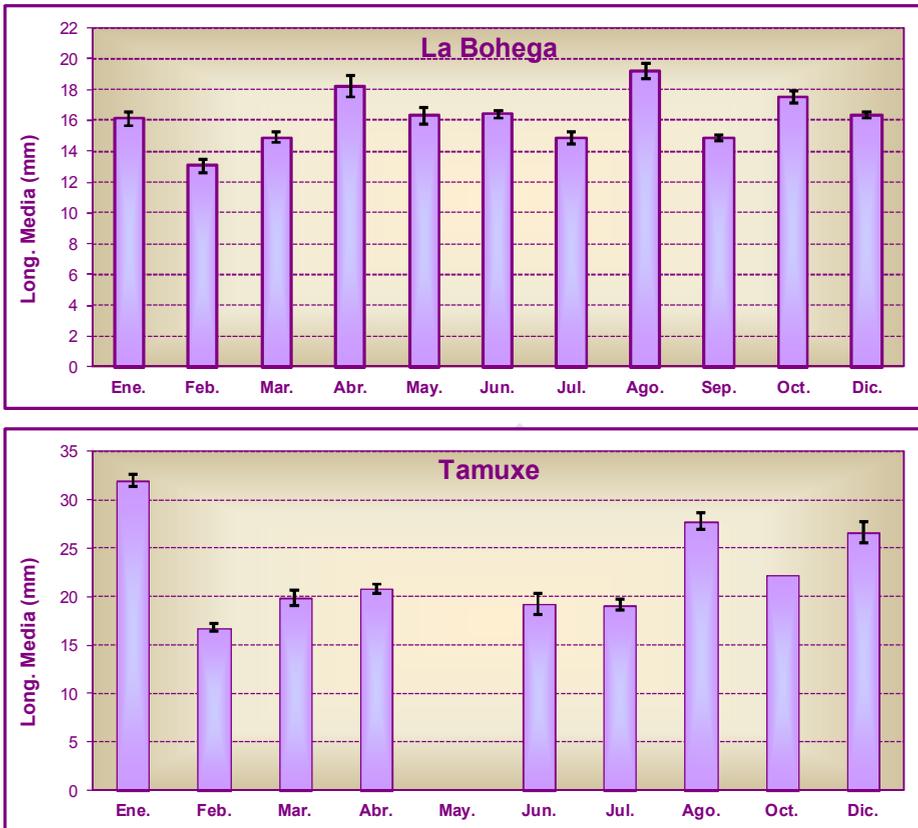
**FIGURA 35:** Distribución mensual de los tamaños máximos y mínimos de los ejemplares recogidos en las diferentes estaciones de muestreo.



**FIGURA 35 (CONT.):** Distribución mensual de los tamaños máximos y mínimos de los ejemplares recogidos en las diferentes estaciones de muestreo.



**FIGURA 36:** Distribución mensual de la longitud media de los ejemplares recogidos en las diferentes estaciones de muestreo (las barras de error representan el error típico).



**FIGURA 36 (CONT.):** Distribución mensual de la longitud media de los ejemplares recogidos en las diferentes estaciones de muestreo (las barras de error representan el error típico).

Estas diferencias espaciales y temporales en cuanto a la longitud anteroposterior de los ejemplares de *C. fluminea* son estadísticamente significativas tal y como se puede apreciar en las tablas 7 y 8 respectivamente.

**TABLA 7:** Prueba no paramétrica realizada para la comparación de las distribuciones de longitud obtenidas para *C. fluminea* entre las diferentes estaciones de muestreo en el estuario del río Miño ( $\alpha \leq 0'05$ ).

Estación	Longitud (mm)		
	Rango promedio	Kruskal - Wallis ( $X^2$ )	Significación ( $\alpha$ )
<b>Páramos</b>	5021'51		
<b>Camping</b>	2871'69		
<b>La Lenta</b>	3491'84	914'925	< 0'001
<b>La Bohega</b>	3770'61		
<b>Tamuxe</b>	5298'52		

**TABLA 8:** Pruebas no paramétricas realizadas para la comparación de las distribuciones de longitud obtenidas para *C. fluminea* entre los diferentes meses de muestreo en las estaciones establecidas durante este trabajo en el estuario del río Miño ( $\alpha \leq 0'05$ ).

Estación	Longitud (mm)			
	Rango promedio	Kruskal - Wallis ( $X^2$ )	Significación ( $\alpha$ )	
<b>Páramos</b>	Ene.	924'12		
	Feb.	852'18		
	Mar.	654'93		
	Abr.	1302'74		
	May.	934'37		
	Jun.	825'27	508'006	< 0'001
	Jul.	964'68		
	Ago.	1093'09		
	Sep.	698'82		
	Oct.	468'60		
	Dic.	566'32		

**TABLA 8 (CONT.):** Pruebas no paramétricas realizadas para la comparación de las distribuciones de longitud obtenidas para *C. fluminea* entre los diferentes meses de muestreo en las estaciones establecidas durante este trabajo en el estuario del río Miño ( $\alpha \leq 0'05$ ).

Estación	Longitud (mm)			
	Rango promedio	Kruskal - Wallis ( $X^2$ )	Significación ( $\alpha$ )	
Camping	Ene.	343'49	165'884	< 0'001
	Feb.	331'64		
	Mar.	245'78		
	Abr.	450'87		
	May.	405'35		
	Jun.	520'07		
	Jul.	600'36		
	Ago.	756'75		
	Sep.	517'50		
	Oct.	450'31		
	Dic.	382'14		
La Lenta	Ene.	1139'59	135'746	< 0'001
	Feb.	1460'36		
	Mar.	1501'31		
	Abr.	1266'64		
	May.	1349'42		
	Jun.	1129'67		
	Jul.	1507'03		
	Ago.	1970'33		
	Sep.	1172'50		
	Oct.	1370'80		
	Dic.	1262'67		
La Bohega	Ene.	1138'33	149'009	< 0'001
	Feb.	547'12		
	Mar.	914'13		
	Abr.	1210'68		
	May.	1001'09		
	Jun.	1032'03		
	Jul.	826'30		
	Ago.	1357'55		
	Sep.	871'17		
	Oct.	1223'52		
	Dic.	1096'05		

**TABLA 8 (CONT.):** Pruebas no paramétricas realizadas para la comparación de las distribuciones de longitud obtenidas para *C. fluminea* entre los diferentes meses de muestreo en las estaciones establecidas durante este trabajo en el estuario del río Miño ( $\alpha \leq 0'05$ ).

Estación	Longitud (mm)			
	Rango promedio	Kruskal - Wallis ( $X^2$ )	Significación ( $\alpha$ )	
Tamuxe	Ene.	616'00		
	Feb.	228'96		
	Mar.	327'00		
	Abr.	346'56		
	Jun.	278'25	144'539	< 0'001
	Jul.	304'66		
	Ago.	514'00		
	Oct.	362'04		
	Dic.	480'33		

Por otro lado, las comparaciones múltiples realizadas mediante del Método de Dunn (SIEGEL & CASTELLAN, 1988) mostraron la existencia de diferencias significativas, en cuanto a la longitud de los individuos, entre todas las estaciones de muestreo salvo entre Páramos y Tamuxe (tabla 9). La ausencia de diferencias significativas entre Páramos y Tamuxe confirma lo expuesto anteriormente sobre la presencia de individuos de mayor tamaño en las estaciones más resguardadas.

En la aplicación del Método de Dunn utilizando los datos de los diferentes meses de muestreo de cada estación nos permite diferenciar en qué meses de muestreo se producen diferencias significativas en la longitud de los ejemplares (tabla 10), corroborando estadísticamente lo que muestra la figura 36.

Así en la estación de Páramos, los individuos correspondientes al muestreo de abril presentaron un tamaño significativamente mayor, mientras que los correspondientes a octubre y diciembre presentaron un tamaño significativamente menor.

En Camping los ejemplares más grandes corresponden a agosto y julio. El Método de Dunn confirma que es estadísticamente significativo que los individuos de menor tamaño corresponden al mes de marzo.

En el caso de La Lenta el Método de Dunn no es capaz de agrupar estadísticamente los meses de muestreo por similitud de tamaño. Esto puede ser debido a que los individuos de esta estación forman, según sus tallas, dos grupos claramente separados entre sí, como muestra la figura 37.

- En La Bohega, los individuos de tamaño significativamente mayor fueron recogidos en los meses de agosto, abril y octubre, siendo los recogidos en febrero los que presentaron una talla significativamente menor.

- Finalmente, en la estación de Tamuxe los ejemplares de *C. fluminea* que presentaron un tamaño mayor significativo fueron muestreados durante los meses de enero, agosto y diciembre. Sin embargo, los que mostraron una talla menor significativamente hablando fueron los muestreados en el mes de febrero.

**TABLA 9:** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de longitud de las diferentes estaciones de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>			
<b>Estaciones</b>		<b>Longitud (mm)</b>	
		$ \overline{R}_u - \overline{R}_v $	<b>DMS</b>
<b>Páramos</b>	<b>Camping</b>	2149'83	267'15
	<b>La Lenta</b>	1529'68	203'42
	<b>La Bohega</b>	1250'90	213'79
	<b>Tamuxe</b>	277'01	290'48
<b>Camping</b>	<b>La Lenta</b>	620'15	247'31
	<b>La Bohega</b>	898'92	255'91
	<b>Tamuxe</b>	2426'83	322'73
<b>La Lenta</b>	<b>La Bohega</b>	278'77	188'42
	<b>Tamuxe</b>	1806'68	272'35
<b>La Bohega</b>	<b>Tamuxe</b>	1527'91	280'18

**TABLA 10:** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de longitud de los diferentes meses de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>					
<b>Estación</b>	<b>Longitud (mm)</b>			<b>DMS</b>	
	<b>Meses de muestreo</b>	$ \overline{R_u} - \overline{R_v} $			
<b>Páramos</b>	Ene.	Feb.	71'95	186'31	
		Mar.	269'19	186'31	
		Abr.	378'61	158'09	
		May.	10'24	186'31	
		Jun.	98'86	251'17	
		Jul.	40'55	173'83	
		Ago.	168'96	190'94	
		Sep.	225'30	164'55	
		Oct.	455'53	138'68	
		Dic.	357'81	124'87	
		Feb.	Mar.	197'25	215'49
			Abr.	450'56	191'61
			May.	82'19	215'49
			Jun.	26'91	273'52
			Jul.	112'50	204'80
			Ago.	240'91	219'51
			Sep.	153'35	196'98
			Oct.	383'58	175'94
			Dic.	285'86	184'57
		Mar.	Abr.	647'81	191'61
			May.	279'44	215'49
			Jun.	170'34	273'52
			Jul.	309'75	204'80
			Ago.	438'16	219'51
			Sep.	43'89	196'98
			Oct.	183'33	175'94
			Dic.	88'61	184'57

**TABLA 10 (CONT.):** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de longitud de los diferentes meses de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>				
<b>Estación</b>	<b>Longitud (mm)</b>			
	<b>Meses de muestreo</b>		$ \overline{R}_u - \overline{R}_v $	<b>DMS</b>
<b>Páramos</b>	Abr.	May.	368'37	191'61
		Jun.	477'47	255'13
		Jul.	338'06	179'51
		Ago.	209'65	196'12
		Sep.	603'92	170'53
		Oct.	834'14	145'73
		Dic.	736'42	156'04
	May.	Jun.	109'10	273'52
		Jul.	30'31	204'80
		Ago.	158'72	219'51
		Sep.	235'54	196'98
		Oct.	465'77	175'94
		Dic.	368'05	184'57
	Jun.	Jul.	139'41	265'18
		Ago.	267'82	276'69
		Sep.	126'44	259'18
		Oct.	356'67	243'58
		Dic.	258'95	249'89
	Jul.	Ago.	128'41	209'02
		Sep.	265'86	185'22
		Oct.	496'08	162'67
		Dic.	398'36	171'97
	Ago.	Sep.	394'26	201'36
		Oct.	624'49	180'84
		Dic.	525'77	189'25
	Sep.	Oct.	230'23	152'71
		Dic.	132'51	162'58
	Oct.	Dic.	97'72	136'34

**TABLA 10 (CONT.):** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de longitud de los diferentes meses de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>					
<b>Estación</b>	<b>Longitud (mm)</b>			<b>DMS</b>	
	<b>Meses de muestreo</b>		$ \overline{R}_u - \overline{R}_v $		
<b>Camping</b>	Ene.	Feb.	11'85	172'33	
		Mar.	97'71	158'18	
		Abr.	107'38	163'20	
		May.	61'86	227'97	
		Jun.	176'58	135'71	
		Jul.	256'87	152'60	
		Ago.	413'26	203'38	
		Sep.	174'01	151'68	
		Oct.	106'82	186'86	
		Dic.	38'65	136'52	
		Feb.	Mar.	85'86	158'18
			Abr.	119'23	163'20
			May.	73'71	227'97
			Jun.	188'43	135'71
			Jul.	268'72	152'60
			Ago.	425'11	203'38
			Sep.	185'86	135'39
			Oct.	118'67	186'86
			Dic.	50'50	136'52
		Mar.	Abr.	205'09	148'17
			May.	159'57	217'47
			Jun.	274'29	117'22
			Jul.	354'58	136'41
			Ago.	510'97	191'54
		Sep.	271'72	135'39	
		Oct.	204'53	173'89	
		Dic.	136'36	118'15	

**TABLA 10 (CONT.):** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de longitud de los diferentes meses de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>					
<b>Estación</b>	<b>Longitud (mm)</b>			<b>DMS</b>	
	<b>Meses de muestreo</b>		$ \overline{R}_u - \overline{R}_v $		
<b>Camping</b>	Abr.	May.	45'52	221'15	
		Jun.	69'20	123'91	
		Jul.	149'49	142'20	
		Ago.	305'88	195'71	
		Sep.	66'63	141'22	
		Oct.	0'56	178'47	
		Dic.	68'74	124'79	
		May.	Jun.	114'72	201'72
			Jul.	195'01	213'45
			Ago.	351'40	252'27
			Sep.	112'15	212'79
			Oct.	44'96	239'14
			Dic.	23'21	202'26
		Jun.	Jul.	105'12	100'43
			Ago.	236'68	173'45
			Sep.	2'57	108'30
			Oct.	69'76	153'74
			Dic.	137'94	85'78
		Jul.	Ago.	156'39	186'96
			Sep.	82'86	128'82
			Oct.	150'05	168'83
			Dic.	218'23	110'57
		Ago.	Sep.	239'25	186'21
			Oct.	306'44	215'83
			Dic.	374'61	174'08
		Sep.	Oct.	67'19	168'00
			Dic.	135'36	109'30
		Oct.	Dic.	68'17	154'45

**TABLA 10 (CONT.):** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de longitud de los diferentes meses de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>					
<b>Estación</b>	<b>Longitud (mm)</b>				
	<b>Meses de muestreo</b>		<b><math> \overline{R}_u - \overline{R}_v </math></b>	<b>DMS</b>	
<b>La Lenta</b>	Ene.	Feb.	320'77	275'90	
		Mar.	361'72	210'58	
		Abr.	127'05	255'13	
		May.	209'83	232'60	
		Jun.	9'93	355'05	
		Jul.	367'44	274'76	
		Ago.	830'74	275'90	
		Sep.	32'91	265'22	
		Oct.	231'20	125'70	
		Dic.	123'07	151'71	
		Feb.	Mar.	40'95	308'77
			Abr.	193'72	340'72
			May.	110'94	324'20
			Jun.	330'69	420'79
			Jul.	46'67	355'66
			Ago.	509'97	308'77
			Sep.	287'86	348'34
			Oct.	89'56	272'61
			Dic.	197'69	272'06
		Mar.	Abr.	234'67	290'36
			May.	151'89	270'78
			Jun.	371'64	381'16
			Jul.	5'72	307'75
			Ago.	469'02	308'77
			Sep.	328'81	299'27
			Oct.	130'52	206'24
			Dic.	238'65	205'51

**TABLA 10 (CONT.):** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de longitud de los diferentes meses de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>					
<b>Estación</b>	<b>Longitud (mm)</b>				
	<b>Meses de muestreo</b>		$ \overline{R}_u - \overline{R}_v $	<b>DMS</b>	
<b>La Lenta</b>	Abr.	May.	82'78	306'71	
		Jun.	136'97	407'47	
		Jul.	240'39	339'80	
		Ago.	<b>703'69</b>	<b>340'72</b>	
		Sep.	94'14	332'13	
		Oct.	104'16	251'56	
		Dic.	3'97	250'97	
		May.	Jun.	219'76	393'76
			Jul.	157'61	323'23
			Ago.	<b>620'91</b>	<b>324'20</b>
			Sep.	176'92	315'16
			Oct.	21'37	228'69
			Dic.	86'76	228'03
		Jun.	Jul.	45'00	420'04
			Ago.	<b>840'66</b>	<b>420'79</b>
			Sep.	42'83	413'87
			Oct.	241'13	352'50
			Dic.	133'00	352'07
		Jul.	Ago.	<b>463'30</b>	<b>355'66</b>
			Sep.	334'53	347'44
			Oct.	136'24	271'45
			Dic.	244'37	270'90
		Ago.	Sep.	<b>797'83</b>	<b>356'54</b>
			Oct.	<b>599'53</b>	<b>272'61</b>
			Dic.	<b>707'66</b>	<b>272'06</b>
		Sep.	Oct.	198'30	261'80
			Dic.	90'17	261'22
		Oct.	Dic.	108'13	145'63

**TABLA 10 (CONT.):** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de longitud de los diferentes meses de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>					
<b>Estación</b>	<b>Longitud (mm)</b>			<b>DMS</b>	
	<b>Meses de muestreo</b>		<b><math> \overline{R}_u - \overline{R}_v </math></b>		
<b>La Bohega</b>	Ene.	Feb.	591'22	320'66	
		Mar.	224'21	267'32	
		Abr.	72'35	262'08	
		May.	137'25	268'75	
		Jun.	106'30	207'83	
		Jul.	312'04	255'87	
		Ago.	219'21	257'46	
		Sep.	267'16	211'83	
		Oct.	85'19	242'70	
		Dic.	42'29	204'06	
		Feb.	Mar.	367'01	328'20
			Abr.	663'57	323'95
			May.	453'97	329'36
			Jun.	484'91	281'86
			Jul.	279'18	318'94
			Ago.	810'43	320'22
			Sep.	324'06	284'83
			Oct.	676'41	308'48
			Dic.	548'93	279'10
		Mar.	Abr.	296'55	271'26
			May.	86'96	277'71
			Jun.	117'90	219'29
			Jul.	87'83	265'26
			Ago.	443'42	266'80
		Sep.	42'96	223'09	
		Oct.	309'40	252'58	
		Dic.	181'92	215'72	

**TABLA 10 (CONT.):** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de longitud de los diferentes meses de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

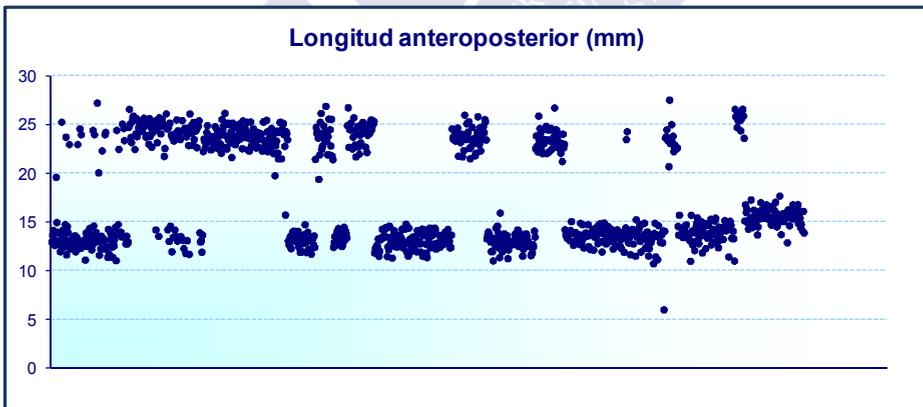
<b>Método de Dunn</b>				
<b>Estación</b>	<b>Longitud (mm)</b>			
	<b>Meses de muestreo</b>		$ \overline{R}_u - \overline{R}_v $	<b>DMS</b>
<b>La Bohega</b>	Abr.	May.	209'60	272'66
		Jun.	178'65	212'86
		Jul.	384'38	259'97
		Ago.	146'86	261'54
		Sep.	339'51	216'78
		Oct.	12'84	247'02
		Dic.	114'63	209'18
	May.	Jun.	30'95	221'02
		Jul.	174'79	266'69
		Ago.	356'46	268'22
		Sep.	129'91	224'79
		Oct.	222'44	254'09
		Dic.	94'96	217'48
	Jun.	Jul.	205'73	205'16
		Ago.	325'52	207'15
		Sep.	160'86	146'62
		Oct.	191'49	188'49
		Dic.	64'02	135'15
	Jul.	Ago.	531'25	255'31
		Sep.	44'87	209'22
		Oct.	397'23	240'42
		Dic.	269'75	201'35
	Ago.	Sep.	486'38	211'17
		Oct.	134'02	242'12
		Dic.	261'50	203'37
	Sep.	Oct.	352'35	192'90
		Dic.	224'88	141'23
	Oct.	Dic.	127'47	184'33

**TABLA 10 (CONT.):** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de longitud de los diferentes meses de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>					
<b>Estación</b>	<b>Longitud (mm)</b>			<b>DMS</b>	
	<b>Meses de muestreo</b>		<b><math> \overline{R_u} - \overline{R_v} </math></b>		
<b>Tamuxe</b>	Ene.	Feb.	387'04	212'59	
		Mar.	289'00	211'37	
		Abr.	269'44	212'59	
		Jun.	337'75	219'22	
		Jul.	311'35	212'59	
		Ago.	101'50	219'22	
		Oct.	253'96	217'05	
		Dic.	135'67	214'29	
		Feb.	Mar.	98'04	91'88
			Abr.	117'60	94'64
			Jun.	49'29	108'72
			Jul.	75'70	94'64
			Ago.	285'54	108'72
			Oct.	133'08	104'29
			Dic.	251'37	98'42
		Mar.	Abr.	19'56	91'88
			Jun.	48'75	106'33
			Jul.	22'35	91'88
			Ago.	187'50	106'33
			Oct.	35'04	101'79
		Dic.	153'33	95'77	
	Abr.	Jun.	68'31	108'72	
		Jul.	41'91	94'64	
		Ago.	167'94	108'72	
		Oct.	15'48	104'29	
		Dic.	133'77	98'42	

**TABLA 10 (CONT.):** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de longitud de los diferentes meses de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

Método de Dunn				
Estación	Longitud (mm)			
	Meses de muestreo		$ \overline{R}_u - \overline{R}_v $	DMS
Tamuxe	Jun.	Jul.	26'41	108'72
		Ago.	236'25	121'18
		Oct.	83'80	117'22
		Dic.	202'09	112'02
	Jul.	Ago.	209'85	108'72
		Oct.	57'39	104'29
		Dic.	175'68	98'42
	Ago.	Oct.	152'46	117'22
		Dic.	34'17	112'02
	Oct.	Dic.	118'29	107'73



**FIGURA 37:** Gráfico de dispersión de los datos de longitud de los ejemplares de *C. fluminea* recogidos en la estación de La Lenta durante todo el período de muestreo.

En la tabla 11 se resumen los resultados obtenidos sobre los principales datos biométricos de los ejemplares de *C. fluminea* en el tramo estudiado.

TABLA 11: Resumen de los datos biométricos.

<b>Longitud media (mm)</b>	18'06
<b>Error típico</b>	0'08
<b>Moda</b>	13'00
<b>Tamaño máximo (mm)</b>	39'44
<b>Tamaño mínimo (mm)</b>	2'85
<b>Nivel de confianza (95'0 %)</b>	0'17

La evolución temporal de las longitudes media, mínima y máxima de *C. fluminea* en el tramo estudiado se muestra en la figura 38. Los valores medios de longitud son bastante regulares durante todos los meses de muestreo, la mayoría se sitúan en torno a 16 mm (entre  $15'79 \pm 4'6$  mm de septiembre y  $20'89 \pm 5'9$  mm de agosto). Los ejemplares de menor talla fueron recogidos en el mes de abril y los de mayor tamaño en el mes de agosto.

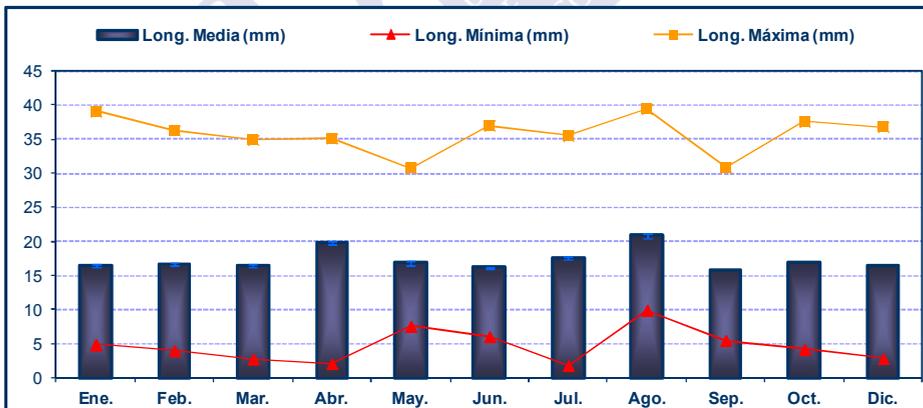


FIGURA 38: Valores medios, máximos y mínimos de longitud en los ejemplares de *C. fluminea* recogidos durante el período de muestreo (las barras de error representan el error típico).

### 5.2.2. RELACIÓN ENTRE LA LONGITUD, EL PESO HÚMEDO Y EL PESO SECO

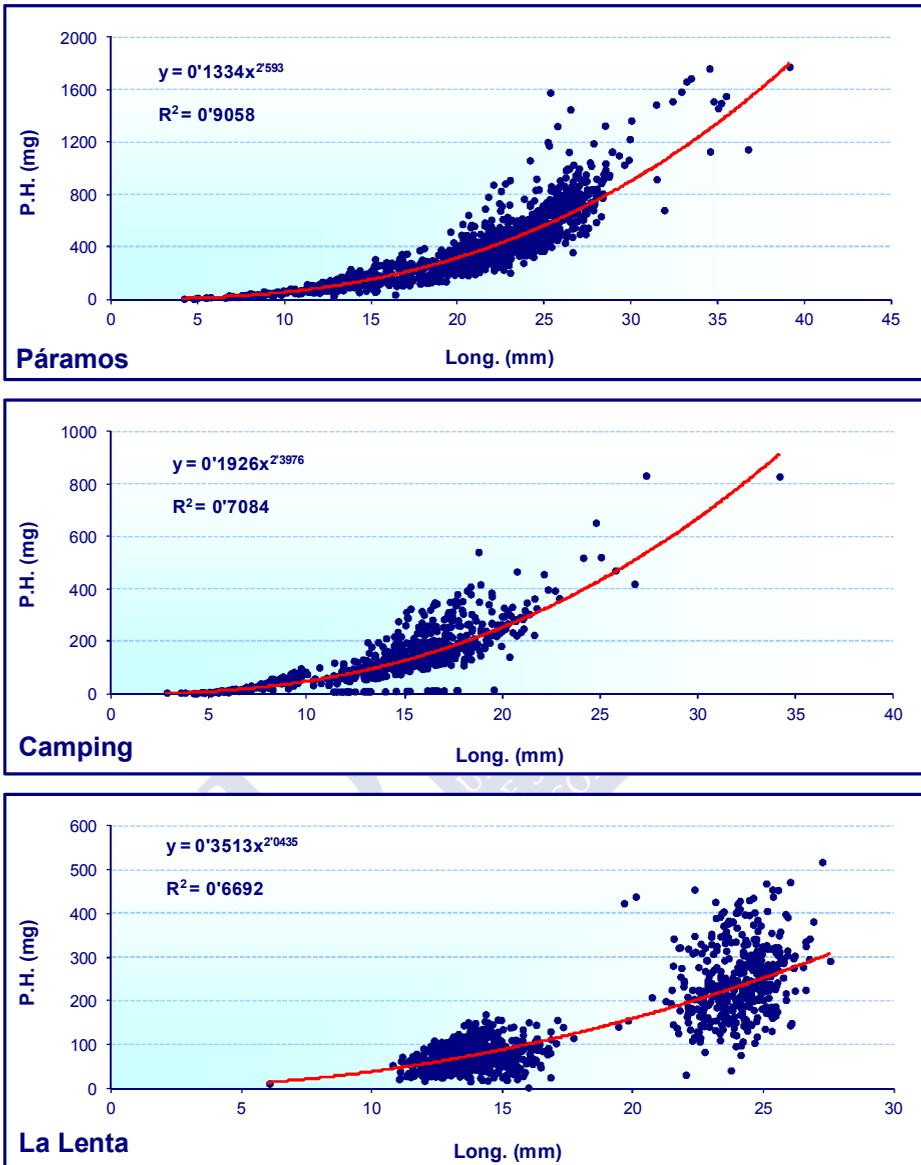
Las regresiones realizadas entre los valores de la longitud anteroposterior con el peso húmedo y con el peso seco se muestran en las figuras 39 y 40, respectivamente. Como se puede ver en la tabla 12, el cálculo del percentil 95 de las distribuciones de longitud anteroposterior, peso húmedo y peso seco nos muestra los valores por debajo de los que se encuentran la mayor parte de los individuos de cada estación.

**TABLA 12:** Percentiles del 95% ( $P_{95}$ ) para las distribuciones de longitud, peso húmedo y peso seco en cada una de las estaciones de muestreo.

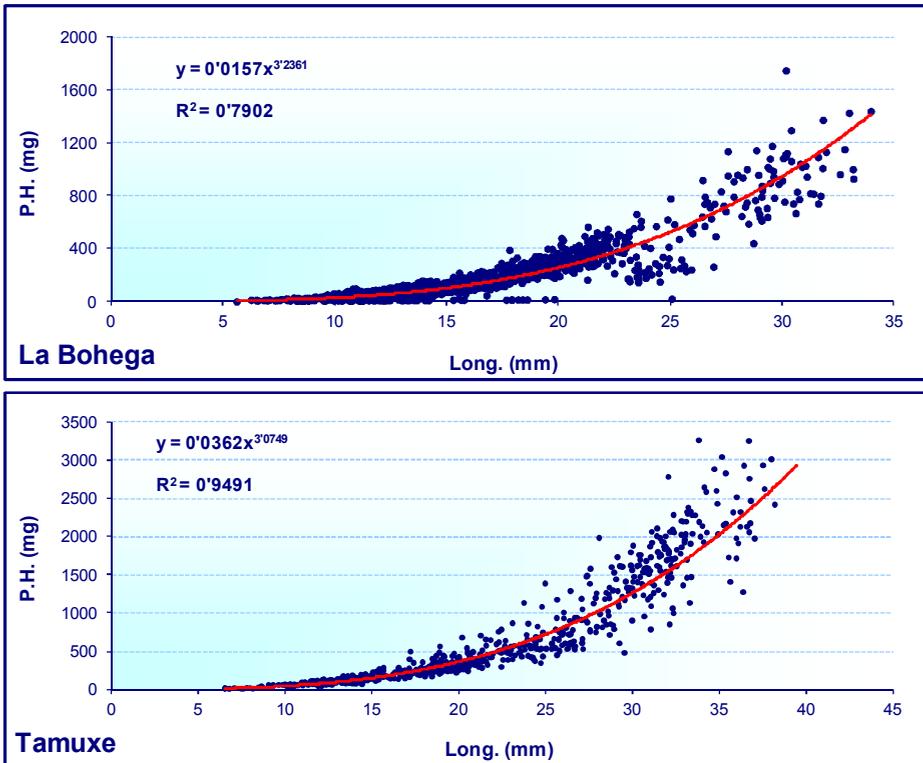
Estación	$P_{95}$ Longitud (mm)	$P_{95}$ Peso Húmedo (mg)	$P_{95}$ Peso Seco (mg)
<b>Páramos</b>	27'35	875'75	138'00
<b>Camping</b>	20'31	340'90	40'55
<b>La Lenta</b>	25'34	343'00	42'00
<b>La Bohega</b>	22'61	662'30	95'00
<b>Tamuxe</b>	34'12	2170'00	322'60

En todas las estaciones existe una correlación positiva de tipo potencial con un coeficiente de determinación elevado entre el peso húmedo y la longitud anteroposterior de los bivalvos y entre el peso seco y la longitud.

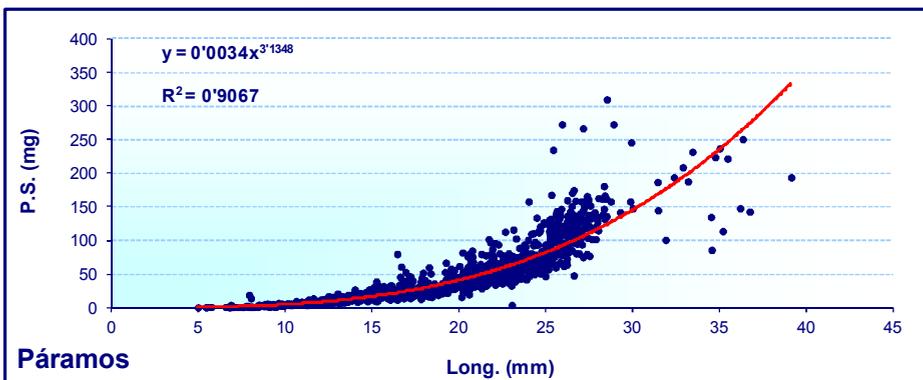
Con respecto a los gráficos correspondientes a estas correlaciones (figs. 39 y 40), destaca la situación en la isla de La Lenta, donde existen dos grupos de tamaños claramente diferenciados, de manera que en las muestras casi no aparecen individuos con una longitud intermedia entre 16 y 21 mm. Por otra parte, en Tamuxe la distribución de tallas es más homogénea que en el resto de estaciones y los límites mostrados en la tabla 12 están más difusos.



**FIGURA 39:** Curvas de regresión entre el peso húmedo (P.H.) y la longitud anteroposterior de los individuos muestreados en Páramos, Camping, La Lenta, La Bohega y Tamuxe.



**FIGURA 39 (CONT.):** Curvas de regresión entre el peso húmedo (P.H.) y la longitud anteroposterior de los individuos muestreados en Páramos, Camping, La Lenta, La Bohega y Tamuxe.



**FIGURA 40:** Curva de regresión entre el peso seco (P.S.) y la longitud anteroposterior de los individuos muestreados en Páramos, Camping, La Lenta, La Bohega y Tamuxe.

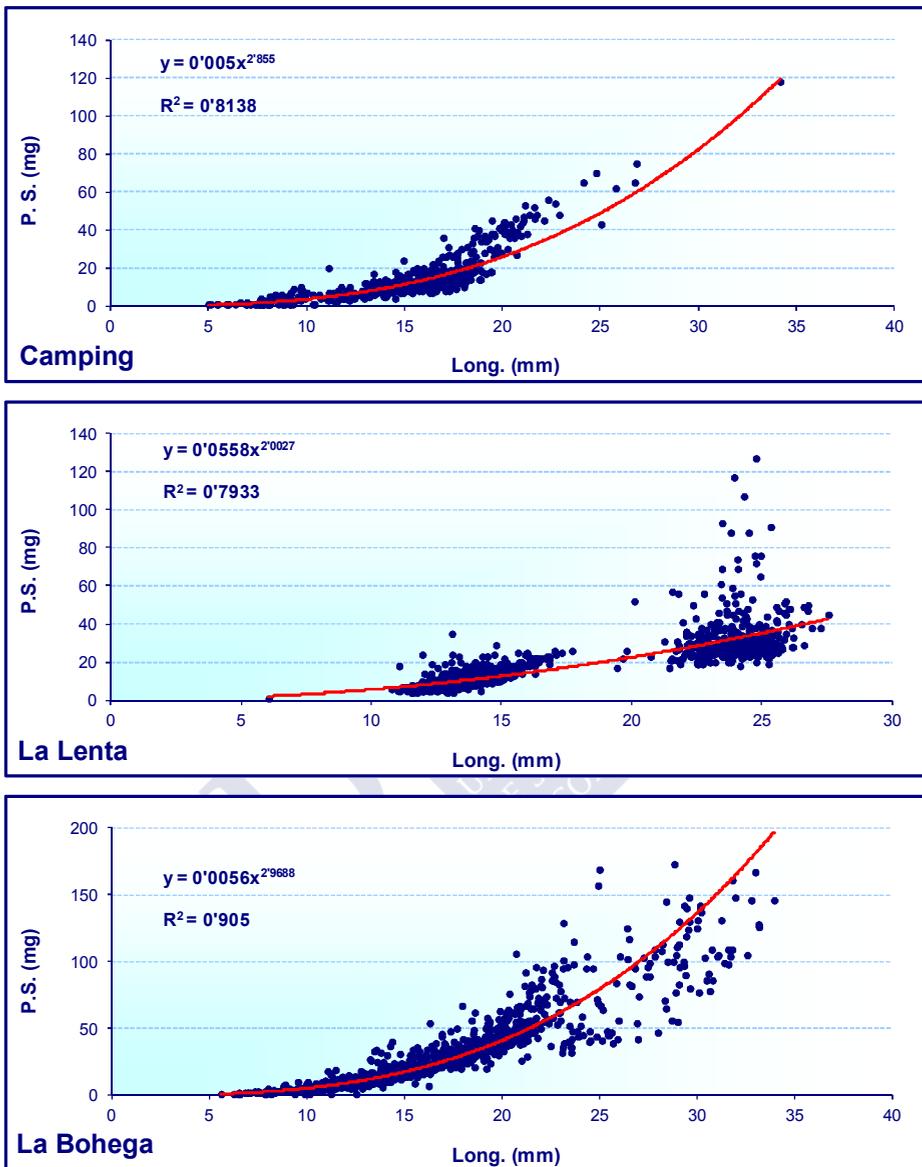
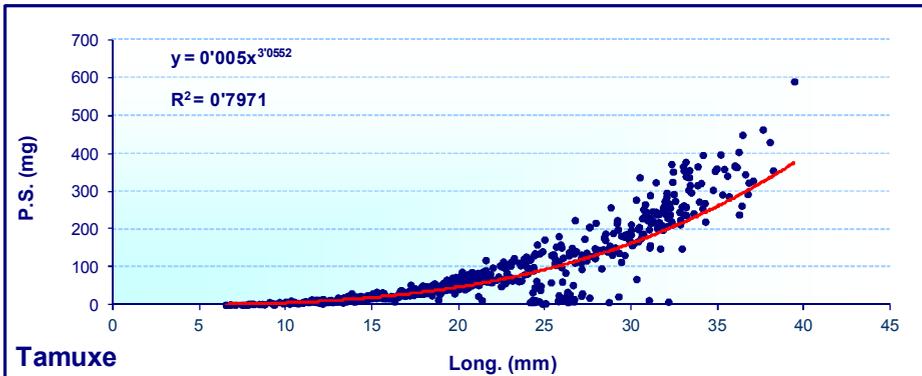
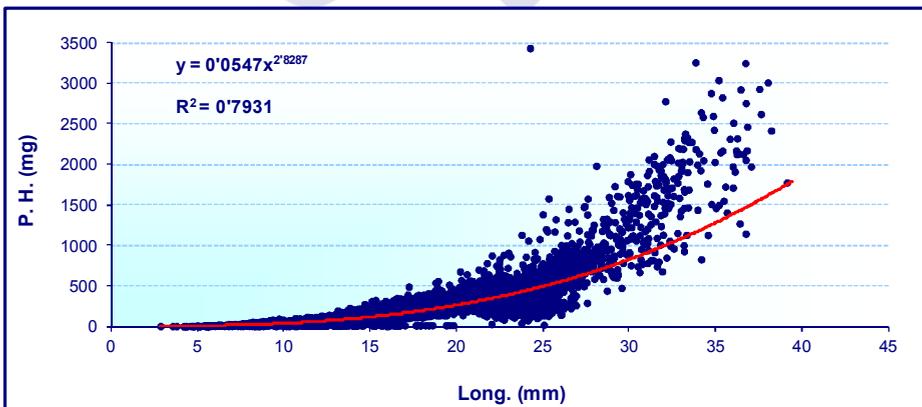


FIGURA 40 (CONT.): Curvas de regresión entre el peso seco (P.S.) y la longitud anteroposterior de los individuos muestreados en Páramos, Camping, La Lenta, La Bohega y Tamuxe.



**FIGURA 40 (CONT.):** Curva de regresión entre el peso seco (P.S.) y la longitud anteroposterior de los individuos muestreados en Páramos, Camping, La Lenta, La Bohega y Tamuxe.

Para el tramo inferior del río Miño, la curva de correlación entre el peso húmedo y la longitud (fig. 41) viene definida por la ecuación  $y = 0'0547x^{2'8287}$ ; mientras que la correlación entre el peso seco y la longitud (fig. 42) se corresponde con la ecuación  $y = 0'0049x^{2'9687}$ .



**FIGURA 41:** Curva de regresión entre el peso húmedo (P.H.) y la longitud anteroposterior de los individuos muestreados para el tramo inferior del río Miño.

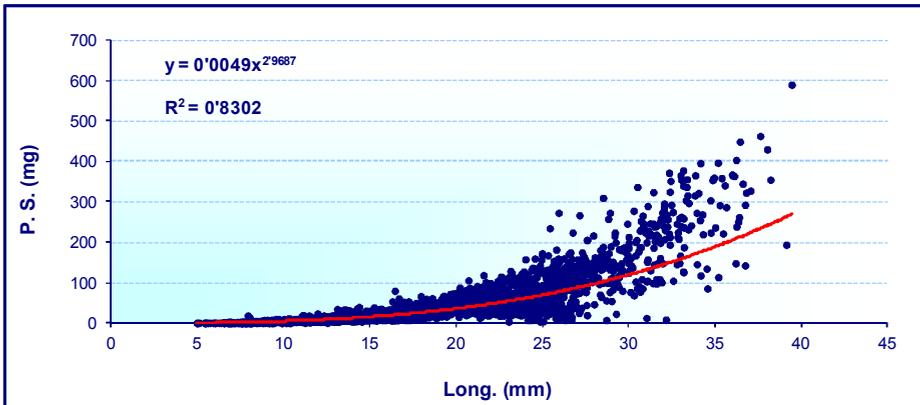


FIGURA 42: Curva de regresión entre el peso seco (P.S.) y la longitud anteroposterior de los individuos muestreados para el tramo inferior del río Miño.

### 5.2.3. DENSIDAD Y BIOMASA

En la figura 43 se muestra la recta de regresión entre el peso seco y la biomasa (AFDW) de 1240 ejemplares de *C. fluminea*. A partir de ella se obtuvo la biomasa de los restantes individuos utilizados en este estudio.

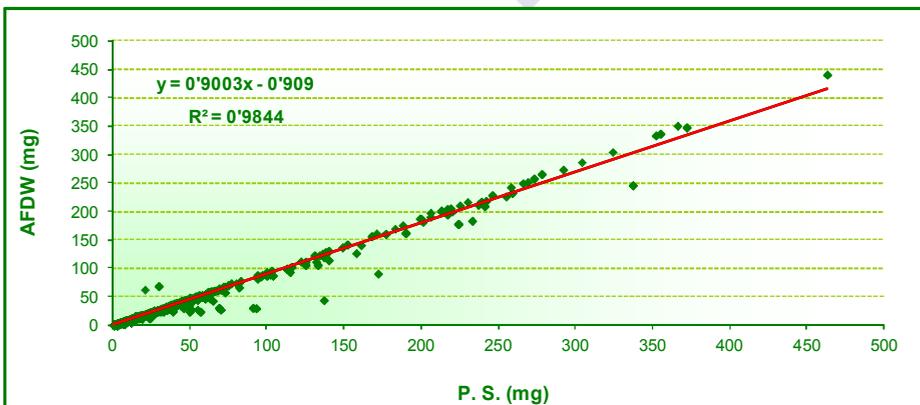


FIGURA 43: Recta de regresión entre el peso seco y el peso seco libre de cenizas (AFDW).

En las tablas 13, 14 y 15 se muestra un resumen de los valores de densidad y biomasa obtenidos en cada estación.

**TABLA 13:** Resumen de los valores de densidad media, máxima y mínima (Ind./m<sup>2</sup>) en cada estación (entre paréntesis los meses en que se observaron).

Estación	Densidad media (Ind./m <sup>2</sup> )	Error típico	Densidad máxima (Ind./m <sup>2</sup> )	Densidad mínima (Ind./m <sup>2</sup> )
<b>Páramos</b>	143'03	61'49	561'47 (enero)	13'24 (junio)
<b>Camping</b>	21'64	4'86	62'35 (junio)	5'88 (mayo)
<b>La Lenta</b>	107'16	22'10	260'00 (julio)	16'47 (junio)
<b>La Bohega</b>	169'94	50'38	425'29 (abril)	16'47 (febrero)
<b>Tamuxe</b>	92'34	38'70	318'53 (abril)	3'24 (enero)

**TABLA 14:** Resumen de los valores de biomasa media, máxima y mínima en peso húmedo (g/m<sup>2</sup>) en cada estación.

Estación	Biomasa media (g/m <sup>2</sup> )	Error típico	Biomasa máxima (g/m <sup>2</sup> )	Biomasa mínima (g/m <sup>2</sup> )
<b>Páramos</b>	55'35	23'92	245'51 (enero)	5'68 (junio)
<b>Camping</b>	3'23	0'95	11'16 (junio)	0'18 (febrero)
<b>La Lenta</b>	15'59	3'54	37'90 (marzo)	1'70 (junio)
<b>La Bohega</b>	34'46	11'18	116'78 (abril)	0'18 (febrero)
<b>Tamuxe</b>	40'44	12'95	115'69 (abril)	5'83 (enero)

**TABLA 15:** Resumen de los valores de biomasa media, máxima y mínima en peso seco libre de cenizas (g AFDW/m<sup>2</sup>) en cada estación.

Estación	Biomasa media (g AFDW/m <sup>2</sup> )	Error típico	Biomasa máxima (g AFDW/m <sup>2</sup> )	Biomasa mínima (g AFDW/m <sup>2</sup> )
<b>Páramos</b>	6'88	2'85	25'96 (enero)	0'85 (diciembre)
<b>Camping</b>	0'28	0'07	0'79 (julio)	0'07 (mayo)
<b>La Lenta</b>	1'96	0'40	3'59 (diciembre)	0'15 (junio)
<b>La Bohega</b>	4'79	1'47	14'96 (abril)	0'15 (febrero)
<b>Tamuxe</b>	5'64	1'82	16'93 (julio)	1'48 (junio)

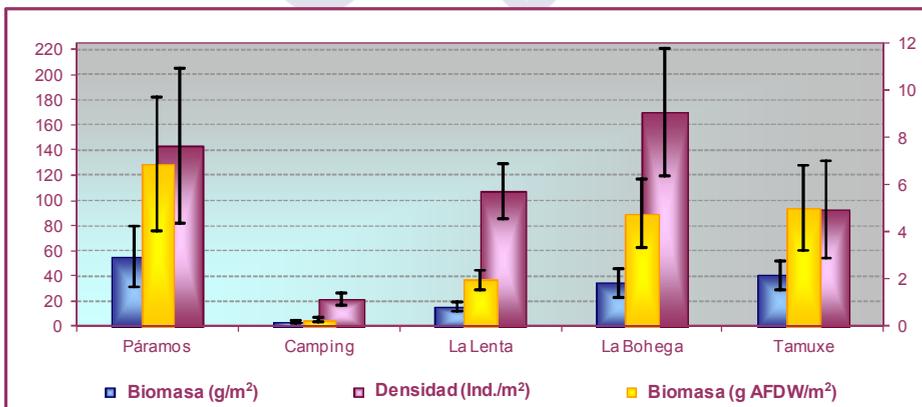
Estadísticamente, el análisis de regresión lineal representado en la figura 45 muestra que los individuos de mayor tamaño se encuentran en

Páramos y Tamuxe ya que, para valores de densidad similares, las estaciones que están por encima de la recta de regresión, es decir Páramos y Tamuxe, presentan biomasa más elevadas que las que están por debajo. Estos resultados corroboran los realizados con la longitud de la concha en la tabla 6 y figura 36.

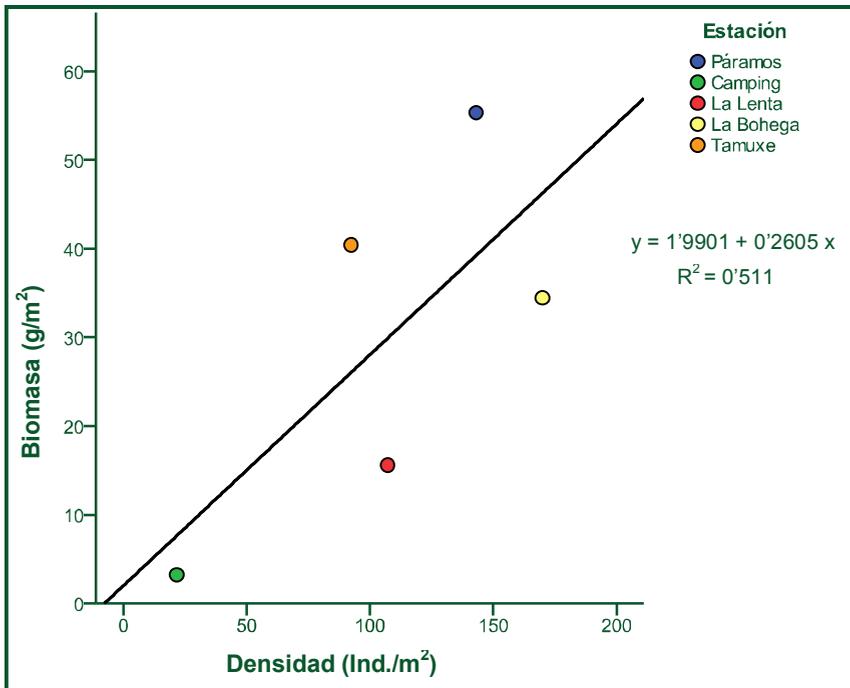
Estos datos muestran la existencia de diferencias espaciales significativas en cuanto a la distribución de los valores de biomasa (en peso húmedo y en peso seco libre de cenizas) y de densidad obtenidos para *C. fluminea* en el estuario del río Miño (tabla 16).

La estación con mayor densidad media a lo largo de todo el período de muestreo (fig. 44) es La Bohega (169'94 Ind./m<sup>2</sup>), seguida de Páramos (143'02 Ind./m<sup>2</sup>), La Lenta (107'16 Ind./m<sup>2</sup>), Tamuxe (92'34 Ind./m<sup>2</sup>) y Camping (21'64 Ind./m<sup>2</sup>).

La estación con mayor biomasa media a lo largo de todo el período de muestreo (fig. 44) es Páramos (55'35 g/m<sup>2</sup>, 6'88 g AFDW/m<sup>2</sup>), seguida de Tamuxe y La Bohega (40'44 g/m<sup>2</sup>, 5'64 g AFDW/m<sup>2</sup> y 3447 g/m<sup>2</sup>, 4'79 g AFDW/m<sup>2</sup> respectivamente), La Lenta (15'59 g/m<sup>2</sup>, 1'96 g AFDW/m<sup>2</sup>) y Camping (3'23 g/m<sup>2</sup>, 0'28 g AFDW/m<sup>2</sup>).



**FIGURA 44:** Densidad poblacional y biomasa media anuales en cada estación de muestreo (las barras de error representan el error típico). La biomasa en peso seco libre de cenizas está representada en el eje secundario.



**FIGURA 45:** Relación entre los valores medios de densidad y biomasa de *C. fluminea* en función de las estaciones estudiadas en el estuario del Miño.

Sin embargo, a la hora de apoyar estadísticamente estas diferencias de densidad y biomasa entre estaciones, las comparaciones múltiples realizadas por el Método de Dunn (SIEGEL & CASTELLAN, 1988) solo establecen la existencia de diferencias significativas entre La Lenta y La Bohega con Camping en el caso de la densidad, y entre Páramos, La Bohega y Tamuxe también con Camping en el caso de la biomasa (tabla 17). No obstante, en esa tabla también podemos observar cómo las diferencias en los rangos promedios están próximas a ser mayores que sus DMS correspondientes al comparar el resto de estaciones con Camping, es decir con Páramos y Tamuxe en el caso de la densidad, y con La Lenta en el caso de la biomasa. Probablemente un mayor tamaño muestral establecería de forma clara la existencia de estas relaciones, ya que la prueba no paramétrica realiza un cálculo por rangos.

**TABLA 16:** Comparación de la distribución de densidad y biomasa (P.H. y AFDW) de *C. fluminea* entre las estaciones de muestreo según la pruebas no paramétrica de Kruskal-Wallis ( $\alpha \leq 0'05$ ).

Estación	Densidad (Ind./m <sup>2</sup> )		
	Rango promedio	Kruskal - Wallis (X <sup>2</sup> )	Significación (α)
Páramos	30'09		
Camping	12'55		
La Lenta	33'73	14'998	0'005
La Bohega	34'27		
Tamuxe	23'78		
Biomasa (g/m <sup>2</sup> )			
Páramos	35'00		
Camping	9'27		
La Lenta	25'18	21'503	< 0'001
La Bohega	31'09		
Tamuxe	36'11		
Biomasa (g AFDW/m <sup>2</sup> )			
Páramos	34'91		
Camping	9'14		
La Lenta	25'86	20'828	< 0'001
La Bohega	32'45		
Tamuxe	33'89		

**TABLA 17:** Determinación de la existencia de diferencias significativas entre los valores de densidad y biomasa de las diferentes estaciones de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

Método de Dunn				
Estaciones		$ \overline{R}_u - \overline{R}_v $	DMS	
Densidad (Ind./m <sup>2</sup> )	Páramos	Camping	17'54	18'48
		La Lenta	3'64	18'48
		La Bohega	4'18	18'48
		Tamuxe	6'31	19'48
	Camping	La Lenta	21'18	18'48
		La Bohega	21'72	18'48
		Tamuxe	11'23	19'48
	La Lenta	La Bohega	0'54	18'48
		Tamuxe	9'95	19'48
	La Bohega	Tamuxe	10'49	19'48

**TABLA 17 (CONT.):** Determinación de la existencia de diferencias significativas entre los valores de densidad y biomasa de las diferentes estaciones de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

Método de Dunn				
Estaciones		$ \bar{R}_w - \bar{R}_v $	DMS	
Biomasa (g/m <sup>2</sup> )	Páramos	Camping	25'73	18'48
		La Lenta	9'82	18'48
		La Bohega	3'91	18'48
		Tamuxe	1'11	19'48
	Camping	La Lenta	15'91	18'48
		La Bohega	21'82	18'48
		Tamuxe	26'84	19'48
	La Lenta	La Bohega	5'91	18'48
		Tamuxe	10'93	19'48
	La Bohega	Tamuxe	5'02	19'48
Biomasa (g AFDW/m <sup>2</sup> )	Páramos	Camping	25'77	18'48
		La Lenta	9'05	18'48
		La Bohega	9'05	18'48
		Tamuxe	1'02	19'48
	Camping	La Lenta	16'72	18'48
		La Bohega	23'31	18'48
		Tamuxe	24'75	19'48
	La Lenta	La Bohega	6'59	18'48
		Tamuxe	8'03	19'48
	La Bohega	Tamuxe	1'44	19'48

La evolución temporal de los valores de densidad y biomasa en cada estación se muestra en las figuras 46 y 47. Destaca la elevada irregularidad intermensual que presentan estos valores, especialmente en Páramos, La Bohega y Tamuxe. Este hecho podría estar relacionado con la existencia de movimientos de cantidades importantes de individuos entre las diferentes áreas del estuario.

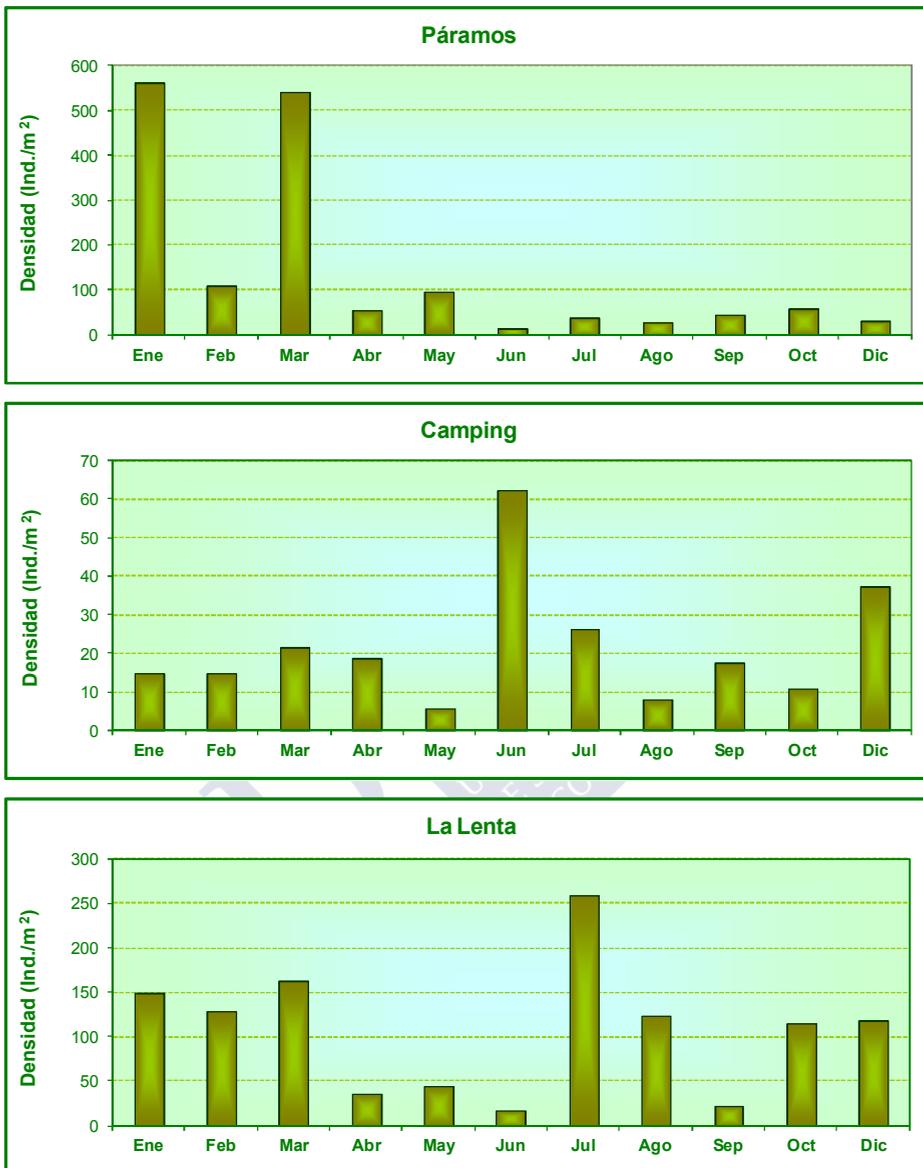


FIGURA 46: Densidad poblacional mensual en las estaciones de muestreo.

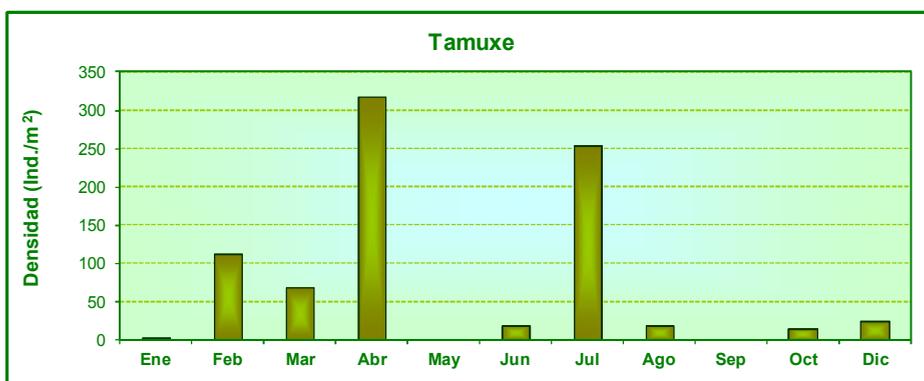
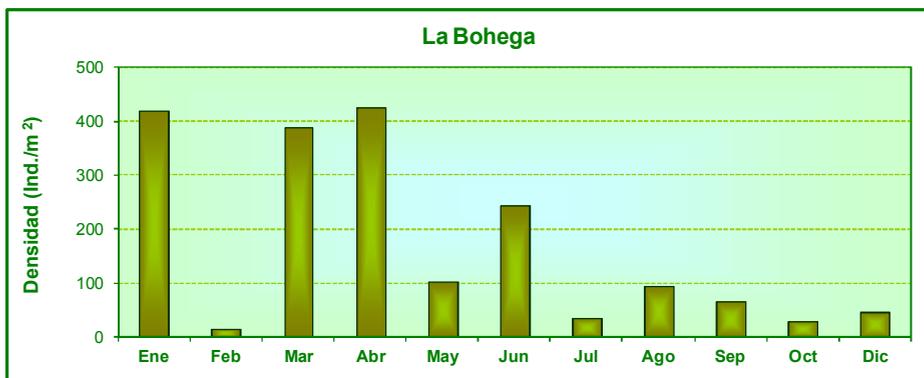


FIGURA 46 (CONT.): Densidad poblacional mensual en las estaciones de muestreo.

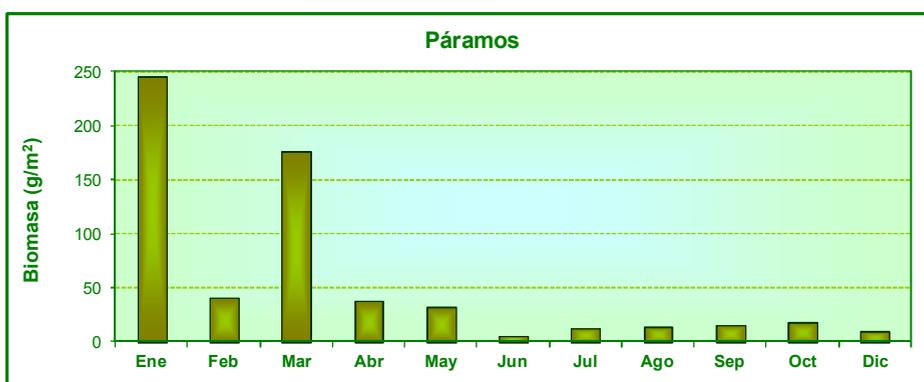


FIGURA 47: Biomasa mensual en las estaciones de muestreo.

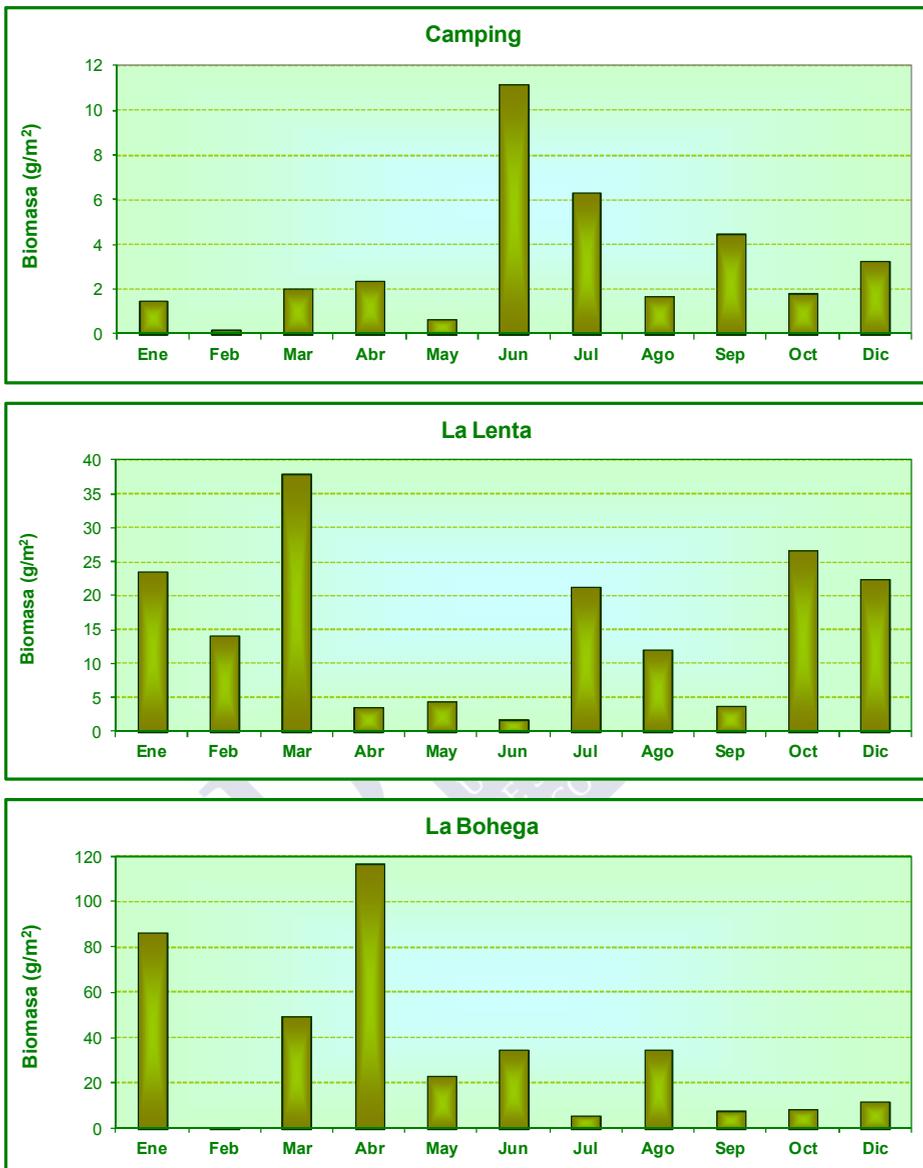


FIGURA 47 (CONT.): Biomasa mensual en las estaciones de muestreo.

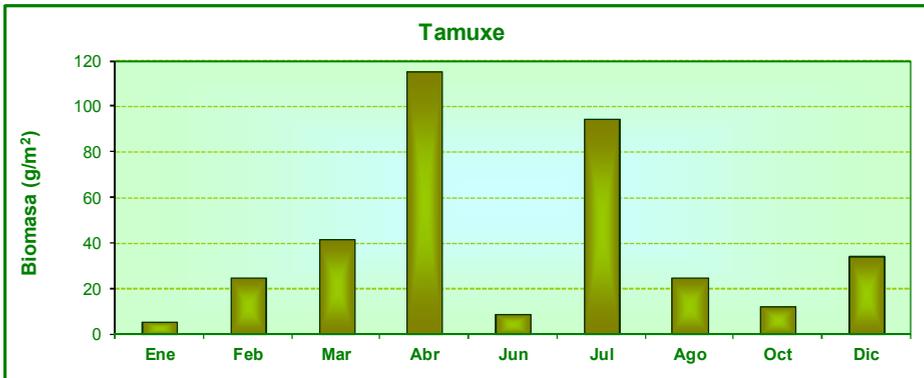


FIGURA 47 (CONT.): Biomasa mensual en las estaciones de muestreo.

A partir del cálculo de las densidades y biomاسas medias para cada mes de muestreo (figs. 48 y 49) se determinó, para el tramo inferior del río Miño, los valores mínimos, medios y máximos de la densidad de *C. fluminea*, que fueron de 37'23, 106'82 y 236'29 Ind./m<sup>2</sup>, respectivamente.

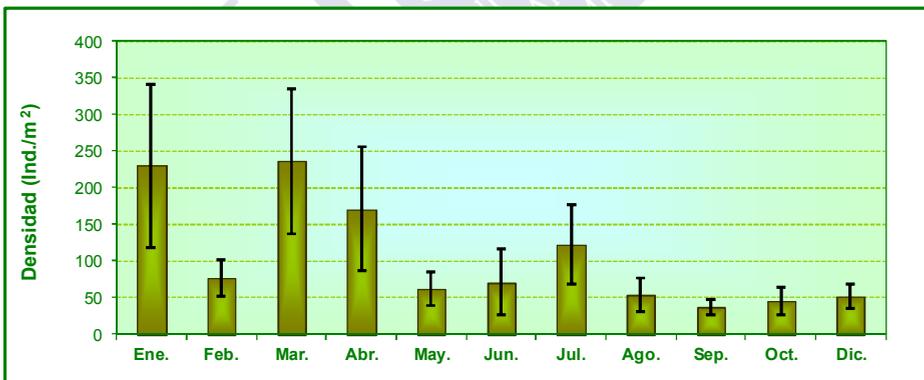
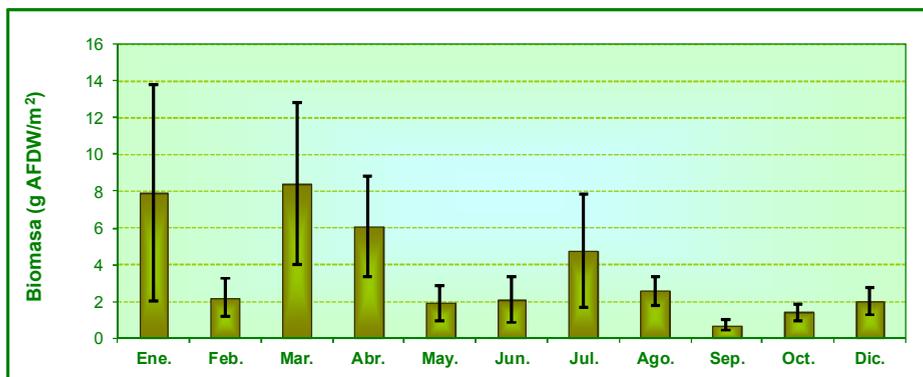


FIGURA 48: Distribución de los valores medios mensuales de densidad de *C. fluminea* en la zona estudiada (las barras de error representan el error típico).

Asimismo, se determinaron los valores mínimos, medios y máximos de la biomasa AFWD, que fueron de 0'73, 3'78 y 8'38 g/m<sup>2</sup>, respectivamente.



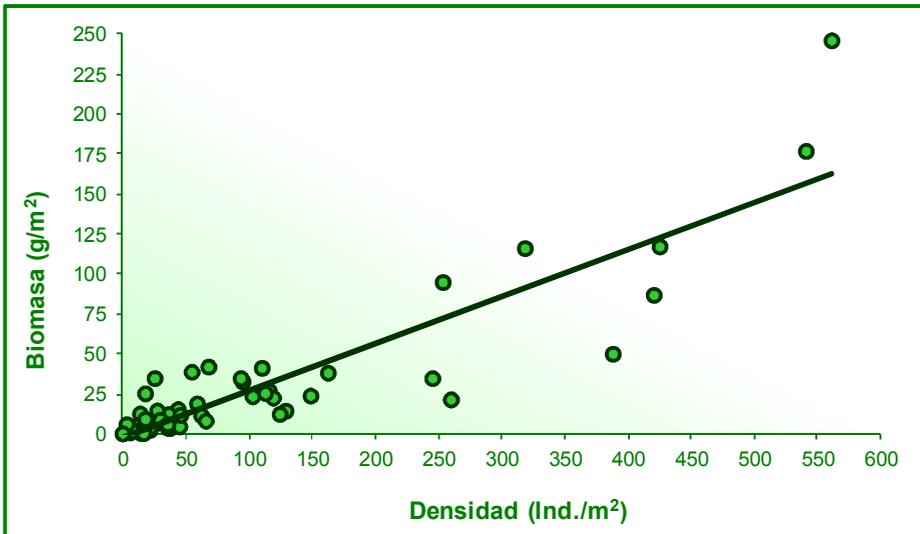
**FIGURA 49:** Distribución de los valores medios mensuales de biomasa de *C. fluminea* en la zona estudiada (las barras de error representan el error típico).

La figura 50 muestra la existencia de una relación significativa ( $F = 208'439$ ;  $\alpha \leq 0'001$ ) entre los valores de densidad y biomasa en el tramo inferior del río Miño. La recta de regresión que mejor resume los puntos del diagrama de dispersión es:

$$\text{Biomasa} = - 2'017 \pm 3'478 + 0'293 \pm 0'020 * \text{Densidad}$$

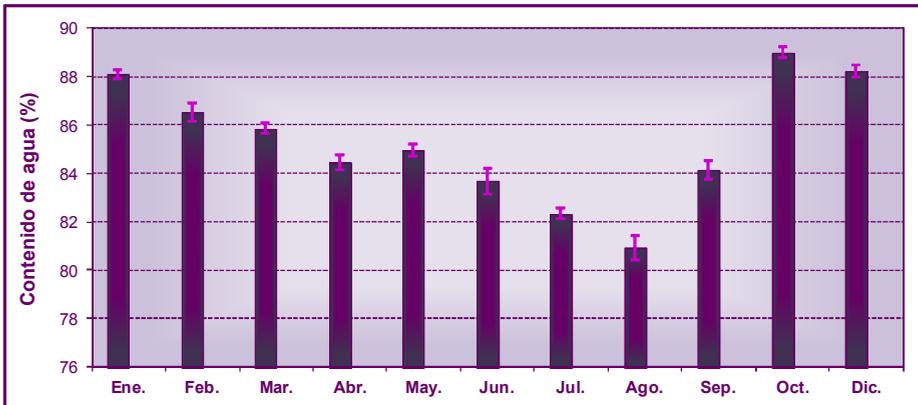
(coeficientes  $\pm$  error típico;  $R^2 = 0'80$ )

Para valorar la calidad de esta relación nos fijamos en el coeficiente de determinación, el cual no indica que el 80 % de los cambios que se producen en la biomasa son explicados por las diferencias que se dan en la densidad.

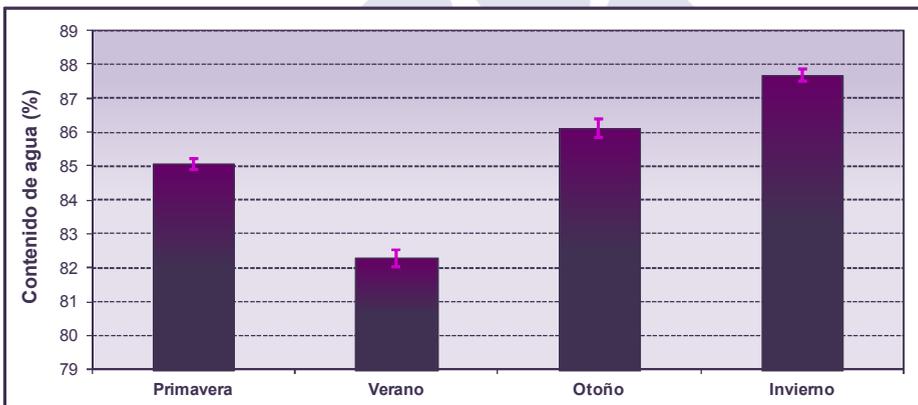


**FIGURA 50:** Recta de regresión para la relación existente entre la densidad y la biomasa.

Con el total de individuos examinados se determinó que el contenido medio de agua en los ejemplares de *C. fluminea* en el tramo bajo del río Miño alcanza el 86 % de la masa fresca, aproximándose en algunos casos a un máximo de 99 %. En las figuras 51 y 52, se muestra la variación del contenido en agua durante todos los meses de muestreo, los cuales presentan diferencias significativas entre ellos ( $\chi^2 = 793'596$ ;  $\alpha \leq 0'001$ ), y la variación durante las estaciones del año que también resultó ser estadísticamente significativa ( $\chi^2 = 565'449$ ;  $\alpha \leq 0'001$ ).



**FIGURA 51:** Variación mensual del contenido de agua de los individuos de la población de *C. fluminea* presente en la zona estuárica del río Miño.



**FIGURA 52:** Variación estacional anual del contenido de agua de los individuos de la población de *C. fluminea* presente en la zona estuárica del río Miño.

La aplicación del Método de Dunn (tabla 18) nos muestra entre que meses de muestreo existen diferencias significativas.

**TABLA 18:** Determinación de la existencia de diferencias significativas entre los valores del contenido en agua de los diferentes meses de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>					
<b>Contenido de agua (%)</b>					
<b>Meses de muestreo</b>			$ \bar{R}_u - \bar{R}_v $		<b>DMS</b>
Ene.	Feb.	✓	313'42	✓	336'28
	Mar.	✓	596'18	✓	328'65
	Abr.	✓	967'13	✓	323'41
	May.	✓	793'66	✓	354'24
	Jun.	✓	706'11	✓	342'51
	Jul.	✓	1512'38	✓	322'20
	Ago.	✓	1385'12	✓	333'65
	Sep.	✓	639'58	✓	304'78
	Oct.	✓	279'15	✓	328'47
	Dic.	✓	128'41	✓	256'90
Feb.	Mar.	✓	282'76	✓	320'08
	Abr.	✓	653'70	✓	314'69
	May.	✓	480'23	✓	346'30
	Jun.	✓	392'69	✓	334'29
	Jul.	✓	1198'95	✓	313'45
	Ago.	✓	1071'69	✓	325'21
	Sep.	✓	326'15	✓	295'51
	Oct.	✓	592'58	✓	319'90
	Dic.	✓	441'84	✓	298'11
	Mar.	Abr.	✓	370'95	✓
May.		✓	197'47	✓	338'90
Jun.		✓	109'93	✓	326'61
Jul.		✓	916'20	✓	305'25
Ago.		✓	788'93	✓	317'31
Sep.		✓	43'39	✓	286'80
Oct.		✓	875'33	✓	311'87
Dic.		✓	724'59	✓	289'48

**TABLA 18 (CONT.):** Determinación de la existencia de diferencias significativas entre los valores del contenido en agua de los diferentes meses de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>					
<b>Contenido de agua (%)</b>					
<b>Meses de muestreo</b>			$ \bar{R}_u - \bar{R}_v $		<b>DMS</b>
Abr.	May.	✓	173'47	✓	332'82
	Jun.	✓	261'02	✓	321'34
	Jul.	✓	545'25	✓	299'60
	Ago.	✓	417'99	✓	311'88
	Sep.	✓	327'55	✓	280'78
	Oct.	✓	1246'28	✓	306'34
	Dic.	✓	1095'54	✓	283'51
May.	Jun.	✓	87'55	✓	352'36
	Jul.	✓	718'72	✓	332'65
	Ago.	✓	591'46	✓	343'75
	Sep.	✓	154'08	✓	315'81
	Oct.	✓	1072'81	✓	338'73
	Dic.	✓	922'07	✓	318'24
Jun.	Jul.	✓	806'27	✓	320'12
	Ago.	✓	679'01	✓	331'64
	Sep.	✓	66'53	✓	302'58
	Oct.	✓	985'26	✓	326'44
	Dic.	✓	834'52	✓	305'12
Jul.	Ago.	✓	127'26	✓	310'63
	Sep.	✓	872'80	✓	279'39
	Oct.	✓	1791'53	✓	305'07
	Dic.	✓	1640'79	✓	282'13
Ago.	Sep.	✓	745'54	✓	292'52
	Oct.	✓	1664'27	✓	317'13
	Dic.	✓	1513'53	✓	295'14
Sep.	Oct.	✓	918'73	✓	286'60
	Dic.	✓	767'99	✓	262'06
Oct.	Dic.	✓	150'74	✓	289'28

Finalmente, la aplicación del Método de Dunn (tabla 19) también nos muestra la existencia de diferencias estadísticamente significativas, entre todas las estaciones del año, en cuanto al contenido medio en agua en los ejemplares de *C. fluminea* presentes en todo el tramo bajo del río Miño.

**TABLA 19:** Determinación de la existencia de diferencias significativas entre los valores del contenido en agua de las diferentes estaciones del año según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>			
<b>Contenido de agua (%)</b>			
<b>Estación del año</b>		<b><math> \overline{R}_u - \overline{R}_v </math></b>	<b>DMS</b>
Primavera	Verano	445'23	148'01
	Otoño	525'65	154'12
	Invierno	755'80	145'12
Verano	Otoño	970'88	153'38
	Invierno	1201'03	144'34
Otoño	Invierno	230'15	150'59

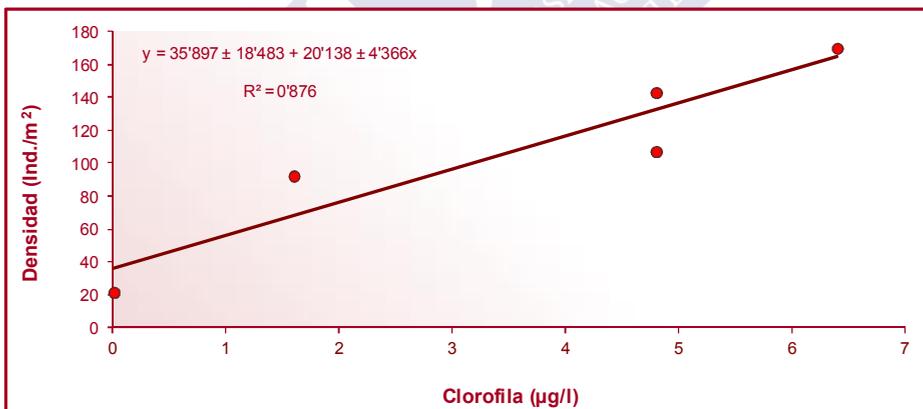
#### **5.2.4. RELACIÓN ENTRE LOS PARÁMETROS BIOLÓGICOS Y LOS FACTORES ABIÓTICOS**

Se estudió la correlación entre los parámetros biológicos analizados en este estudio (longitud, peso húmedo, peso seco, densidad y biomasa tanto en peso húmedo como en peso seco libre de cenizas) y los parámetros fisicoquímicos obtenidos para todo el tramo bajo del río Miño (Anexo II). Las correlaciones entre estos valores que resultaron ser estadísticamente significativas se muestran en la tabla 20. En ella podemos observar como únicamente la densidad está correlacionada positivamente con tres de las variables ambientales estudiadas, y de forma negativa únicamente con una.

**TABLA 20:** Correlaciones significativas entre la densidad de *C. fluminea* y cuatro de los parámetros fisicoquímicos estudiados en el tramo bajo del río Miño (\* $\alpha \leq 0'05$ , \*\* $\alpha \leq 0'01$ ).

	Spearman ( $\rho$ )	Significación ( $\alpha$ )
Densidad (Ind./m <sup>2</sup> ) - Clorofila ( $\mu\text{g/l}$ )	0'975	0'005**
Densidad (Ind./m <sup>2</sup> ) - Grava fina (%)	0'900	0'037*
Densidad (Ind./m <sup>2</sup> ) - Arena gruesa (%)	1'000	< 0'010**
Densidad (Ind./m <sup>2</sup> ) - Arena fina (%)	- 1'000	< 0'010**

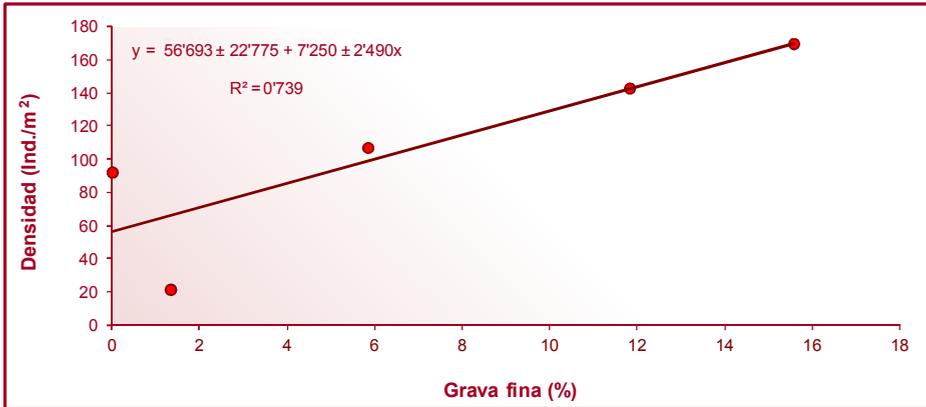
Así, tal y como se puede apreciar en la figura 53, la densidad de *C. fluminea* en el tramo inferior del río Miño está significativamente correlacionada con la cantidad de clorofila contenida en el agua, de forma que, cuanto mayor es la cantidad de clorofila mayor es el número de individuos por m<sup>2</sup>.



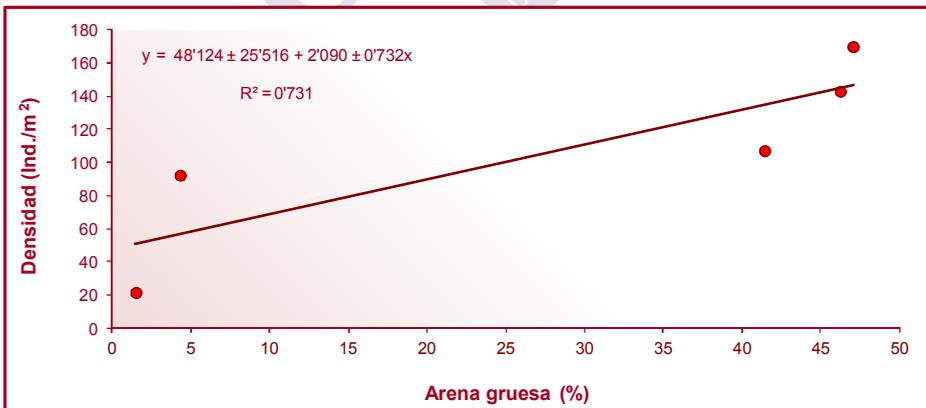
**FIGURA 53:** Relación entre la clorofila y la densidad. La línea representa la recta de regresión (coeficientes  $\pm$  error típico) que resume el modelo.

También existe una relación significativa entre la cantidad de grava fina que compone el sustrato del área de estudio y la densidad de la especie, de forma que aumenta considerablemente a medida que aumenta el

porcentaje de grava fina (fig. 54). E igualmente ocurre entre la cantidad de arena gruesa y la densidad, de forma que ésta aumenta al incrementarse la fracción de arena gruesa en el sedimento (fig. 55).

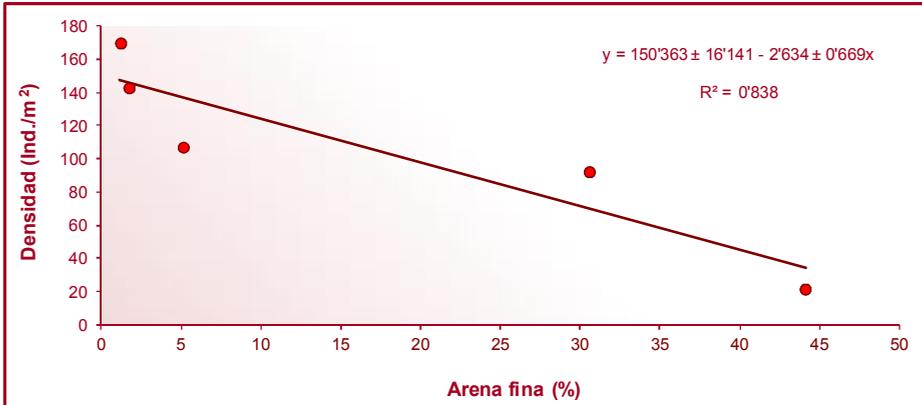


**FIGURA 54:** Relación entre la proporción de grava fina del sedimento y la densidad. La línea representa la recta de regresión (coeficientes  $\pm$  error típico) que resume el modelo.



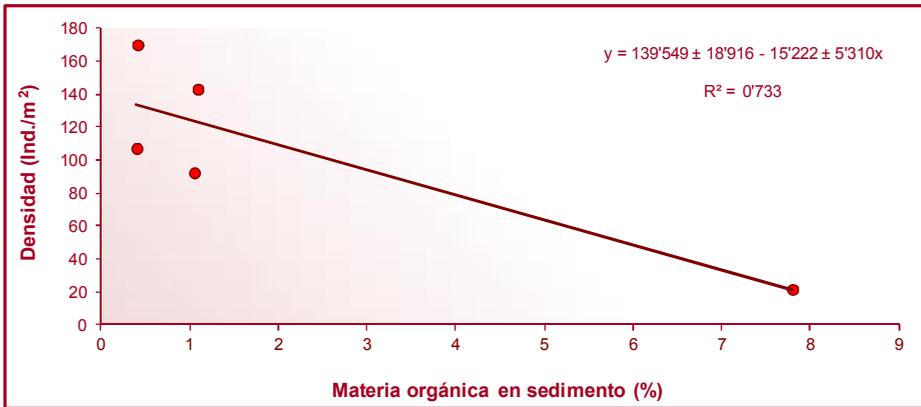
**FIGURA 55:** Relación entre la proporción de arena gruesa del sedimento y la densidad. La línea representa la recta de regresión (coeficientes  $\pm$  error típico) que resume el modelo.

Por el contrario, existe una elevada correlación estadísticamente significativa, pero en este caso negativa, entre la porción de arena fina del sedimento y la densidad, produciéndose así una disminución en el número de individuos por  $m^2$  de *C. fluminea* a medida que se incrementa la cantidad de arena fina en el sedimento (fig. 56).



**FIGURA 56:** Relación entre la proporción de arena fina del sedimento y la densidad. La línea representa la recta de regresión (coeficientes  $\pm$  error típico) que resume el modelo.

Finalmente, cabe destacar la relación que existe entre la cantidad de materia orgánica y la densidad (fig. 57), que a pesar de no ser significativa estadísticamente, presenta un elevado coeficiente de determinación, lo que supone que al aumentar la proporción de materia orgánica contenida en el sustrato se produce una disminución de la densidad de ejemplares de *C. fluminea*.



**FIGURA 57:** Relación entre la cantidad de materia orgánica contenida en el sedimento y la densidad. La línea representa la recta de regresión (coeficientes  $\pm$  error típico) que resume el modelo.

No obstante, según los datos de la tabla 20, la correlación entre la densidad y la proporción de arena gruesa y fina del sedimento muestran unos coeficientes  $R_o$  ( $\rho$ ) de SPEARMAN (1904) de 1'000 y -1'000 respectivamente, lo que contrasta con las figuras 55 y 56 donde no todos los puntos se hallan sobre las rectas de regresión. Esta incoherencia probablemente sea debida al pequeño tamaño muestral, que provoca un error en el cálculo del coeficiente de correlación, ya que Spearman transforma las puntuaciones originales en rangos. Por ello, también creemos que la relación mostrada en la figura 57 no es significativa estadísticamente.

### 5.2.5. ÍNDICE DE CONDICIÓN

En este trabajo se ha utilizado como índice de condición el cociente peso seco/longitud anteroposterior (mg/mm). Los valores obtenidos para las diferentes estaciones de muestreo se ilustran en la figura 58 (véase Anexo III).

El valor del índice de condición de los organismos varía con la edad, es decir, con la talla (KING *et al.*, 1986), y como las tallas dominantes en las diferentes estaciones muestreadas son relativamente diferentes entre sí

(véase por ejemplo figs. 69, 73 y 77), para poder llevar a cabo la comparación entre estaciones de muestreo fue preciso estandarizar previamente los índices de condición a una talla de 20 mm. Esta estandarización se realizó mediante el cálculo mensual de la relación entre el índice de condición y la longitud anteroposterior a través de una regresión lineal. Así, en la figura 59 se pueden observar los cambios que sufrieron los índices de condición de los individuos de *C. fluminea* a lo largo de todo el período de muestreo.

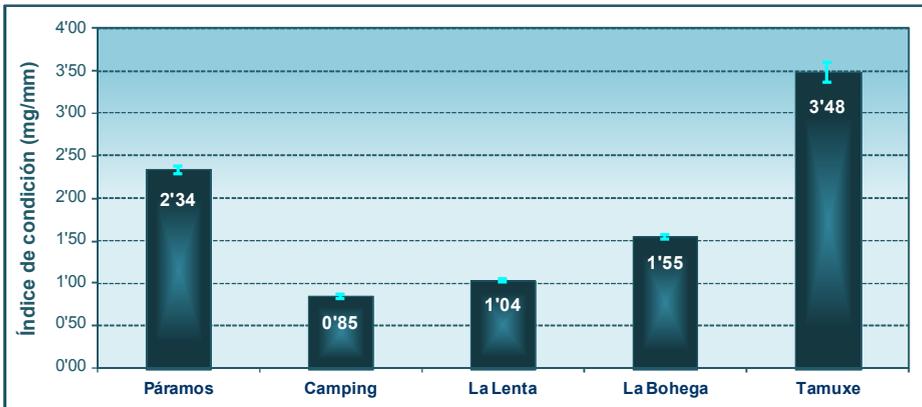


FIGURA 58: Representación de los valores medios del índice de condición en cada estación de muestreo (las barras de error representan el error típico).

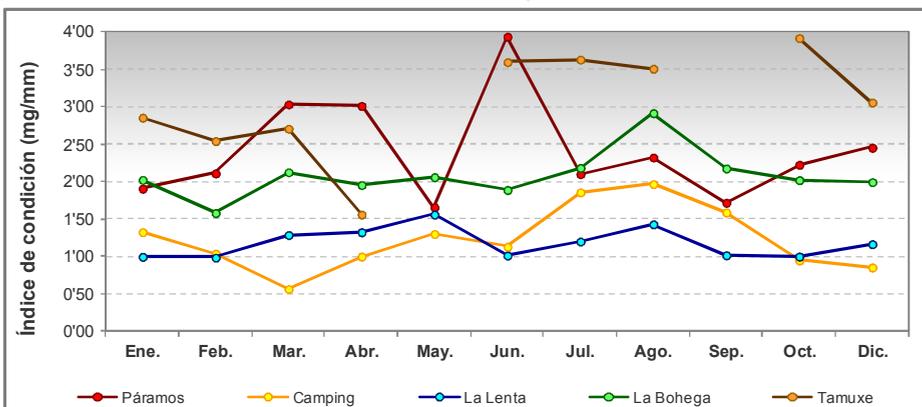


FIGURA 59: Variación del índice de condición de los ejemplares de *C. fluminea* recolectados en las cinco estaciones de muestreo entre septiembre de 1995 y agosto de 1996 (datos estandarizados a una talla de 20 mm).

Kruskal-Wallis muestra la existencia de diferencias espaciales significativas ( $\chi^2 = 37'917$ ;  $\alpha \leq 0'001$ ) en dicho índice. Como se puede observar en la tabla 21, el Método de Dunn (SIEGEL & CASTELLAN, 1988) establece estas diferencias espaciales entre dos grupos: uno constituido por las estaciones Páramos, La Bohega y Tamuxe, y el otro por las estaciones Camping y La Lenta. De esta manera podemos afirmar que los individuos capturados en Páramos, La Bohega y Tamuxe presentan mejores condiciones que el resto de individuos, lo que les permitiría responder más eficazmente ante las posibles variaciones ambientales.

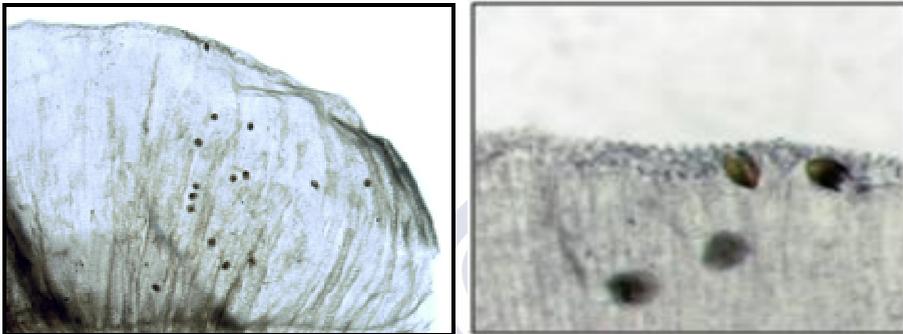
**TABLA 21:** Determinación de la existencia de diferencias significativas entre los valores del índice de condición de las diferentes estaciones de muestreo según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>			
<b>Índice de condición (mg/ml)</b>			
<b>Estaciones</b>		<b><math> R_u - R_v </math></b>	<b>DMS</b>
<b>Páramos</b>	<b>Camping</b>	24'36	18'48
	<b>La Lenta</b>	25'77	18'48
	<b>La Bohega</b>	4'73	18'48
	<b>Tamuxe</b>	7'10	19'48
<b>Camping</b>	<b>La Lenta</b>	1'41	18'48
	<b>La Bohega</b>	19'63	18'48
	<b>Tamuxe</b>	31'46	19'48
<b>La Lenta</b>	<b>La Bohega</b>	21'04	18'48
	<b>Tamuxe</b>	32'87	19'48
<b>La Bohega</b>	<b>Tamuxe</b>	11'83	19'48

En el tramo inferior del río Miño el valor medio del índice de condición resultó ser de  $1'85 \pm 0'48$  mg/mm (media  $\pm$  error típico).

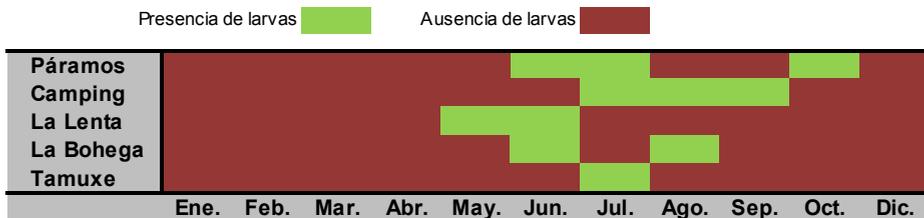
**5.2.6. GRAVIDEZ**

En este trabajo se considera que los ejemplares de *C. fluminea* están “grávidos” cuando presentan larvas en las hemibranquias internas (larvas intrabranquiales, fig. 60).



**FIGURA 60:** Larvas de *C. fluminea* en forma de “D” en el interior de la hemibranquia interna.

Durante el período de estudio, y siguiendo la metodología explicada en el capítulo correspondiente, observamos la presencia de juveniles en forma de “D” o de charnela recta en el interior de las branquias de los individuos recogidos durante los meses de mayo a octubre (fig. 61 y tabla 22).



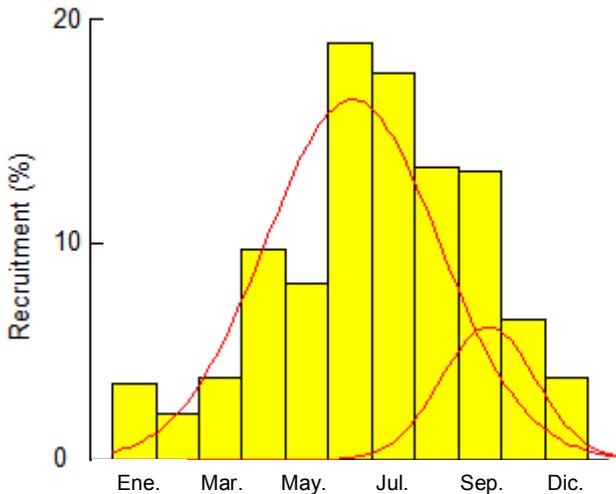
**FIGURA 61:** Presencia de juveniles en las hemibranquias internas de los ejemplares de *C. fluminea* durante el período de muestreo.

**TABLA 22:** Resumen de los datos obtenidos durante la determinación del período de reproducción de *C. fluminea* en el tramo internacional del río Miño (Long. AP = longitud anteroposterior (mm)).

	<b>Páramos</b>	<b>Camping</b>	<b>La Lenta</b>	<b>La Bohega</b>	<b>Tamuxe</b>
<b>Nº indiv. examinados</b>	56	59	55	59	55
<b>Nº indiv. grávidos</b>	4	4	5	3	4
<b>Nº mín. larvas/indiv.</b>	10	3	16	3	20
<b>Nº máx. larvas/indiv.</b>	78	321	152	30	453
<b>Long. AP mín. indiv. grávidos</b>	14'64 mm	17'66 mm	14'05 mm	19'42 mm	13'31 mm

### 5.2.7. RECLUTAMIENTO

Como ya se comentó al hablar del tamaño de los individuos, el hecho de utilizar una draga con una luz de malla de 1 cm<sup>2</sup> causó un sesgo en el muestreo y los individuos menores de 11 mm de longitud no fueron recogidos en cantidad suficiente como para permitir identificar con claridad el período de reclutamiento de esta especie en el tramo bajo del río Miño. Como podemos ver en la figura 62, a pesar de que el programa FiSAT II no lo hace directamente por no estar claramente diferenciados, sí permite descomponer la gráfica obtenida en dos períodos de reclutamiento anuales; uno centrado en la primavera y otro en el inicio del otoño, de forma que el primero es mucho más amplio que el segundo y se extiende hasta solaparse, en su tramo final, con el otoñal.



**FIGURA 62:** Patrón de reclutamiento de *C. fluminea* en el estuario del río Miño.

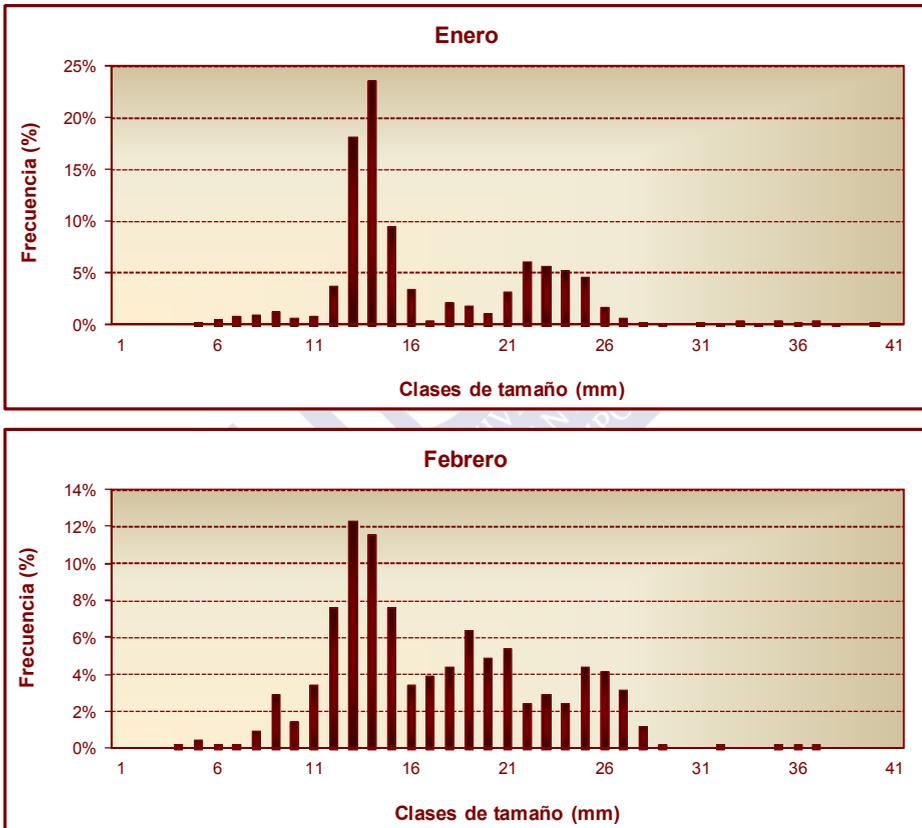
Así, y como veremos más adelante al estudiar los datos de algunas estaciones por separado, este parece ser el patrón que subyace en los datos. Además, hemos hallado ejemplares grávidos durante el mismo período que JIMÉNEZ (2004), y el método de muestreo de esta autora le permitió diferenciar claramente dos períodos de reclutamiento anuales. Lo mismo sucede en las poblaciones francesas más próximas, donde este período va de junio a septiembre (MOUTHON, 2001b, 2003) y en las inglesas, donde va de junio a octubre (MORGAN *et al.*, 2003). A esto hay que añadir que, como veremos, los tamaños mínimos y máximos de las cohortes permiten identificar la presencia de dos cohortes anuales, por lo que parece evidente que en la población de *C. fluminea* del tramo bajo del río Miño existen dos períodos de reclutamiento.

### **5.2.8. DISTRIBUCIÓN DE LAS CLASES DE TALLA**

La representación mensual del porcentaje total de individuos correspondiente a cada clase de tamaño (fig. 63) muestra la evolución del

tamaño de las poblaciones a lo largo del período de muestreo. Para la realización de los histogramas se agruparon los individuos muestreados en clases de tamaño de 1 mm.

Se puede distinguir claramente que la mayor parte de los individuos están englobados en, por lo menos, dos grupos de tallas.



**FIGURA 63:** Distribución, en clases de tamaño de 1mm, de los ejemplares capturados en los diferentes meses de muestreo a lo largo del período de estudio.

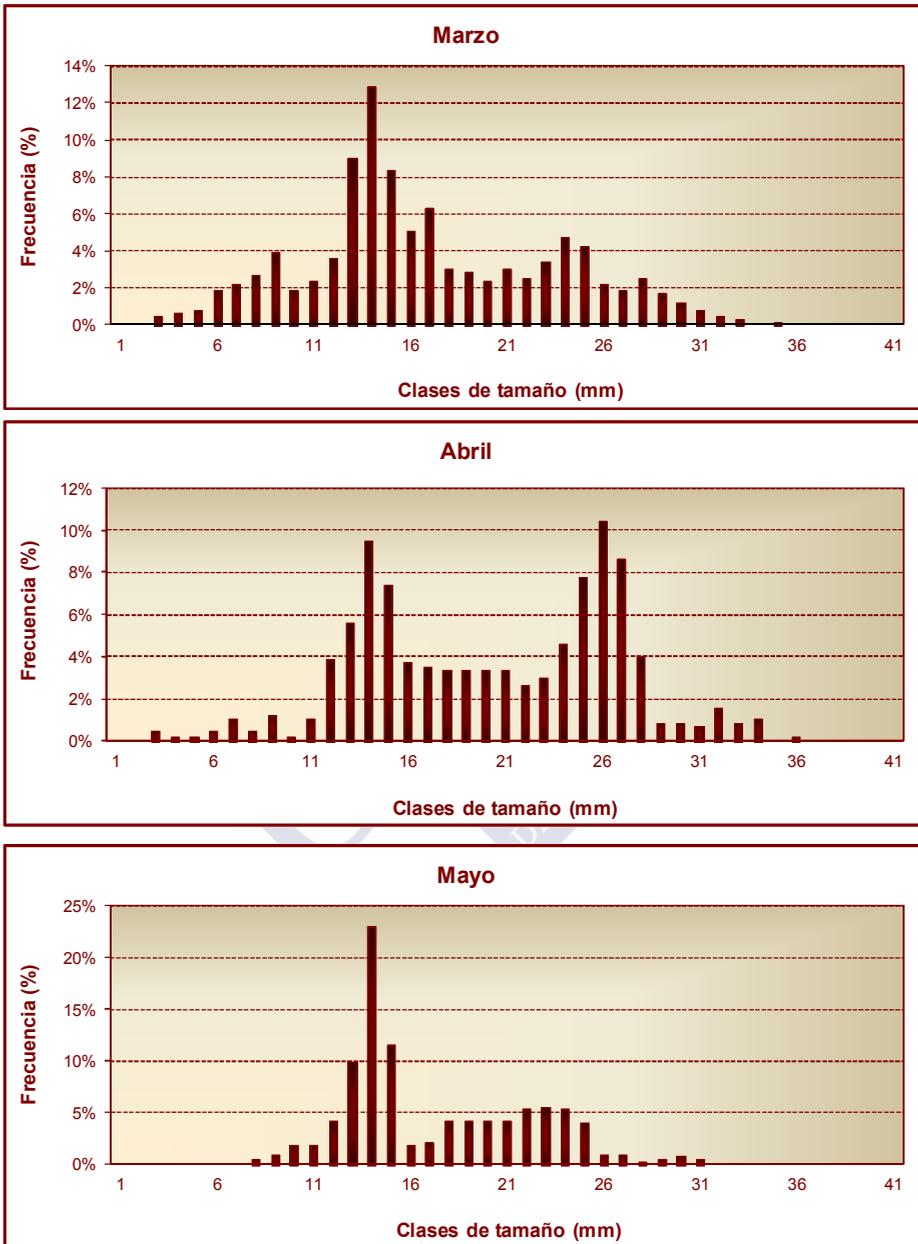
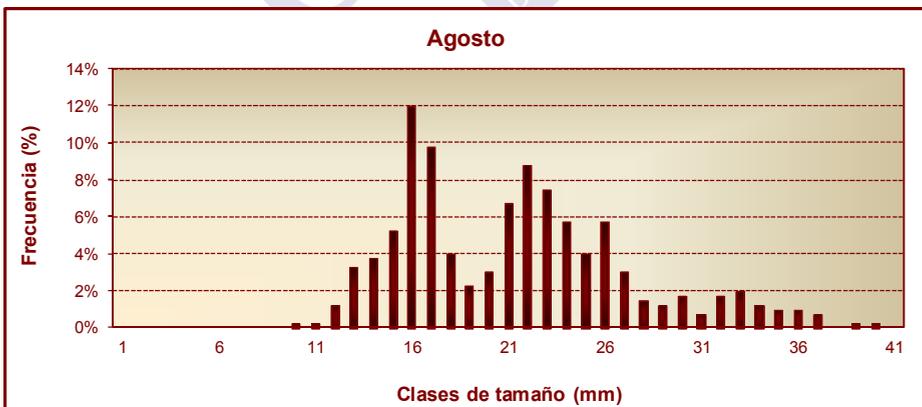
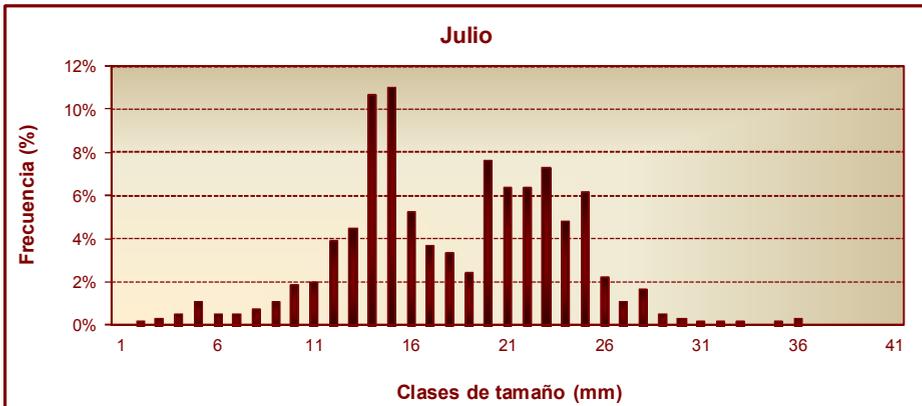
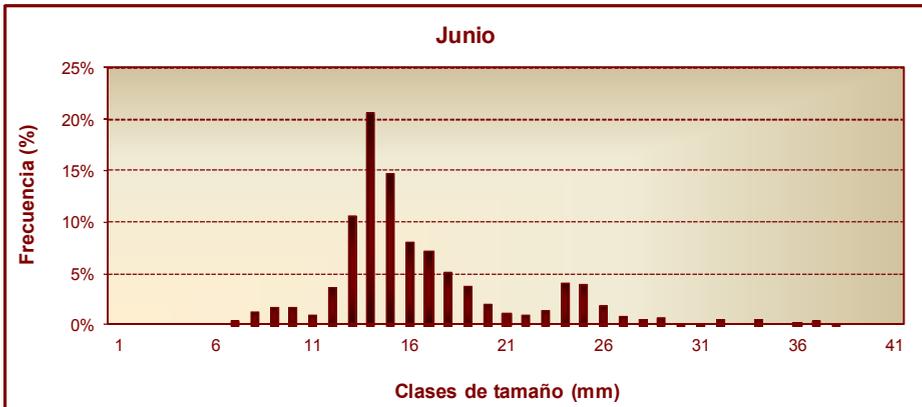
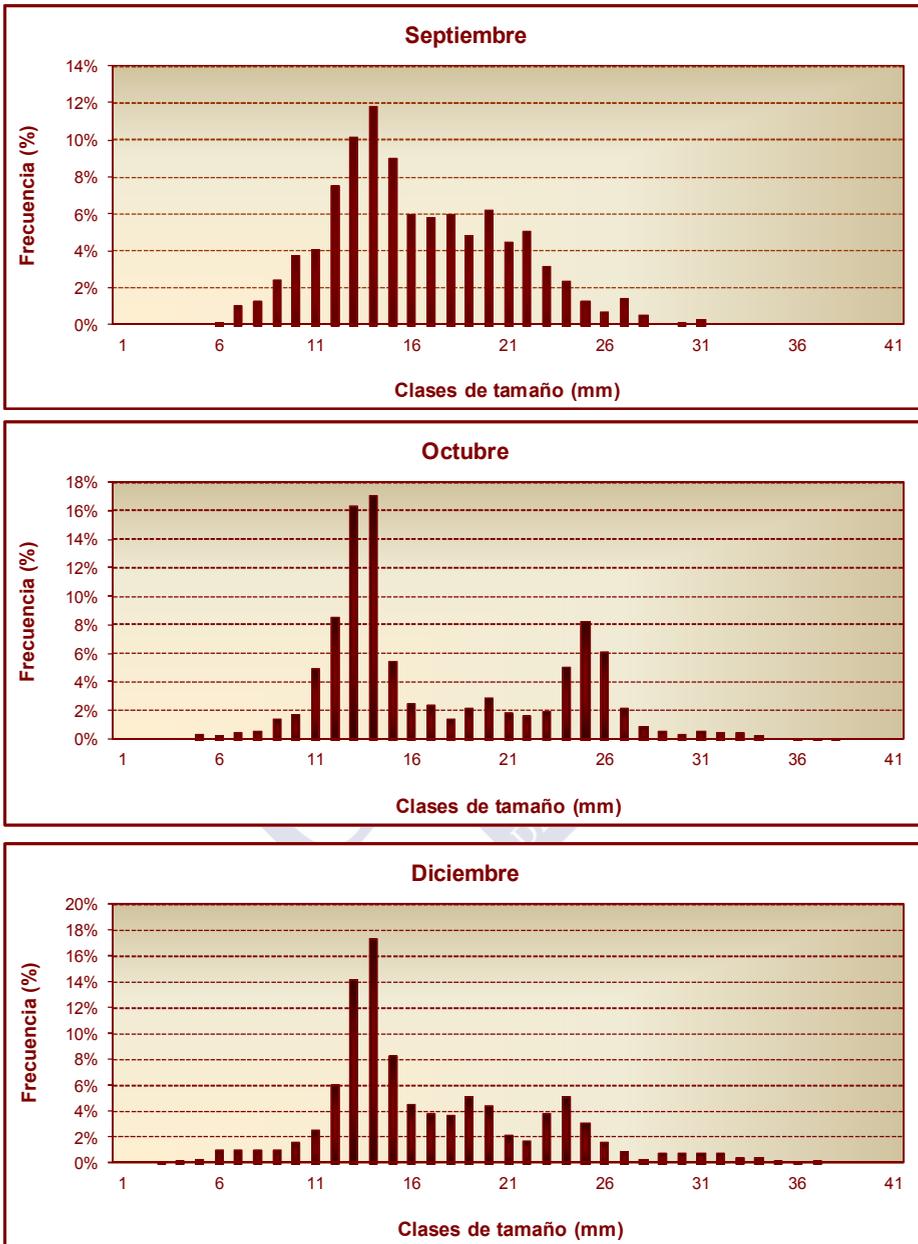


FIGURA 63 (CONT.): Distribución, en clases de tamaño de 1mm, de los ejemplares capturados en los diferentes meses de muestreo a lo largo del período de estudio.



**FIGURA 63 (CONT.):** Distribución, en clases de tamaño de 1mm, de los ejemplares capturados en los diferentes meses de muestreo a lo largo del período de estudio.

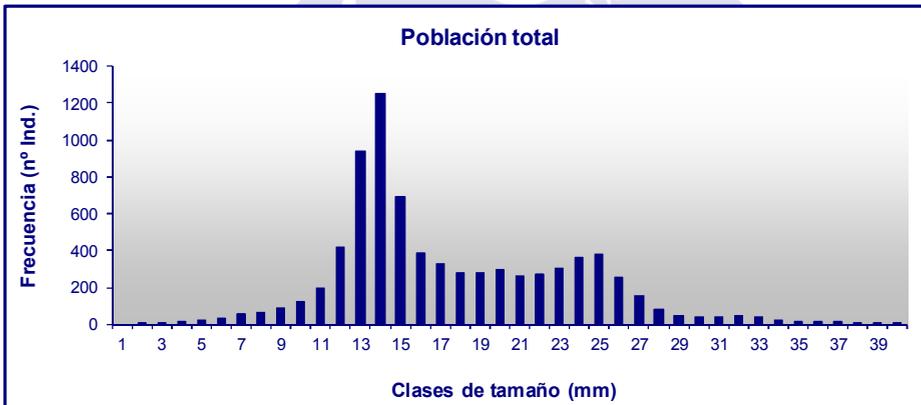


**FIGURA 63 (CONT.):** Distribución, en clases de tamaño de 1mm, de los ejemplares capturados en los diferentes meses de muestreo a lo largo del período de estudio.

### 5.2.9. CRECIMIENTO

#### 5.2.9.1. DETERMINACIÓN DE LAS COHORTES Y DEL CRECIMIENTO

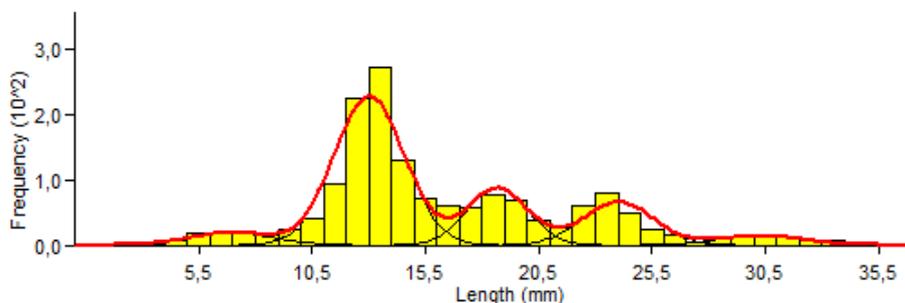
Con la medida de la longitud anteroposterior de los ejemplares de cada captura se establecieron clases de tamaño de 1 mm para calcular los histogramas de crecimiento. Con los datos correspondientes a todas las estaciones y a todas las fechas de muestreo, se calculó la frecuencia de cada clase de tamaño (fig. 64); la distribución de las frecuencias mostró que la mayor parte de los individuos correspondían al intervalo 11-27 mm, donde se distinguen, por lo menos, dos grupos principales (11-17 y 21-27 mm), que podían sugerir la presencia de dos períodos de liberación larvaria anuales.



**FIGURA 64:** Distribución en clases de tamaño de 1 mm de todos los ejemplares capturados durante este estudio en el tramo inferior del río Miño.

El siguiente paso consistió en la descomposición de los valores modales de frecuencia de longitud en sus componentes mediante el método de progresión modal de Bhattacharya (BHATTACHARYA, 1967) (un ejemplo de

este proceso es mostrado en la figura 65 y el resultado correspondiente en la tabla 23)



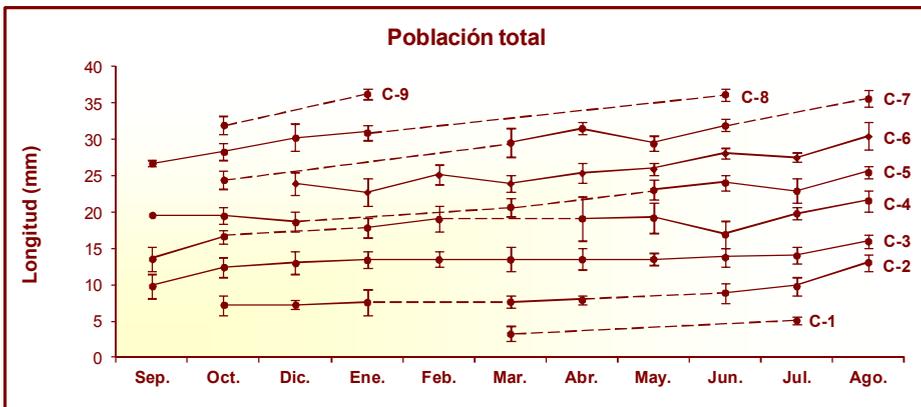
**FIGURA 65:** Identificación de los grupos modales de *C. fluminea* correspondientes al mes de diciembre de 2005, utilizando el método Bhattacharya.

**TABLA 23:** Identificación de los grupos modales mediante el método de Bhattacharya con los datos del muestreo de diciembre de 2005 (N = tamaño de la población, .D.E. = desviación estándar, I.S. = índice de separación).

Grupos	N	Media	D.E.	I.S.
1	88	6'92	1'84	-
2	883	13'03	1'55	3'60
3	292	18'68	1'34	3'91
4	258	24'01	1'56	3'68
5	66	30'30	1'88	3'66

Seguidamente se enlazaron los grupos modales entre los diferentes meses de muestreo para identificar las diferentes cohortes (método *Linking of means* del FiSAT II). Al realizar este proceso con todos los datos obtenidos en el tramo bajo del río Miño (= total de las muestras) observamos la presencia de nueve cohortes en la población de *C. fluminea* durante el año que duró el período de estudio, de las que solamente la cohorte C-3 fue reconocida de manera ininterrumpida a lo largo de todos los muestreos realizados, mientras

que el resto de cohortes fueron identificadas de forma intermitente en ese intervalo de tiempo. Cuatro cohortes fueron identificadas por primera vez al comienzo del estudio, en septiembre de 2005 (C-3, C-4, C-5, C-8), tres en octubre (C-2, C-7, C-9), una en diciembre (C-6) y otra en marzo de 2006 (C-1) (fig. 66).



**FIGURA 66:** Representación de las cohortes de *C. fluminea* identificadas durante todo el período de muestreo en el tramo bajo del río Miño (las barras de error representan la desviación típica).

En general, tal y como se puede apreciar en la figura 66, el crecimiento anual de cada cohorte es bajo y el período de máximo crecimiento corresponde a los períodos cálidos; finales de primavera, verano y principios de otoño, disminuyendo radicalmente en los meses más fríos.

A continuación se exponen pormenorizadamente las variaciones de la longitud media experimentadas por cada cohorte durante el período de estudio (véase tabla 24). La correlación entre las longitudes iniciales y finales de las diferentes cohortes coincide con la interpretación de la existencia de dos períodos de reclutamiento anuales. De esta manera tendríamos cinco cohortes otoñales (del 2001 al 2005) y cuatro o cinco primaverales, puesto

que la cohorte C-1 podría estar integrada por individuos del reclutamiento otoñal del 2005 y también, debido al sesgo introducido por el aparato de muestreo para los individuos más pequeños, de la primavera del 2006. Por lo tanto, la cohorte más vieja, reclutada en el otoño de 2001, tendría 4-5 años de edad cuando desaparece de la población en enero de 2006.

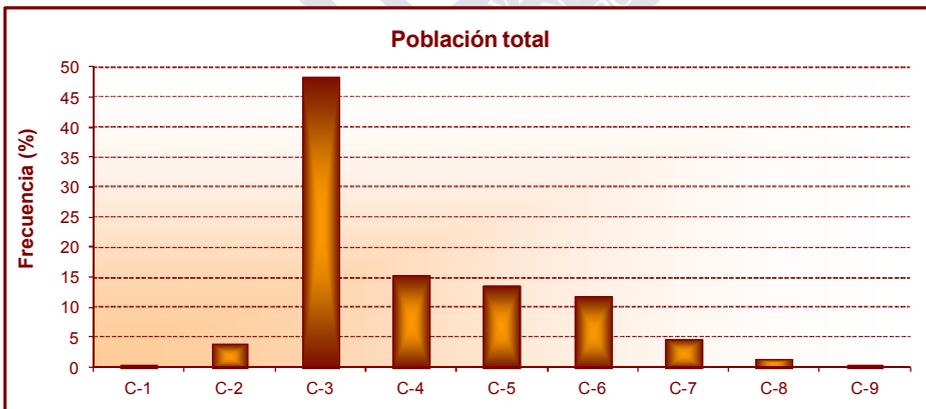
**TABLA 24:** Variaciones de la longitud media de las cohortes identificadas en la población del tramo inferior del río Miño (L.I. = longitud media inicial de la cohorte (mm), L.C. = longitud media de la cohorte en su última identificación (mm),  $\Delta$  L.C. = incremento de la longitud media de la cohorte (mm), P.R. = pulso reproductor (P-02 = primaveral de 2002; O-01 = otoñal de 2001)).

<b>Población tramo inferior del río Miño</b>				
<b>Cohortes</b>	<b>L.I.</b>	<b>L.C.</b>	<b><math>\Delta</math> L.C.</b>	<b>P.R.</b>
<b>C-1</b>	3'29	5'14	1'85	O-05
<b>C-2</b>	7'29	13'15	5'86	P-05
<b>C-3</b>	9'87	16'05	6'18	O-04
<b>C-4</b>	13'61	21'66	8'05	P-04
<b>C-5</b>	19'66	25'55	5'89	O-03
<b>C-6</b>	24'01	30'50	6'49	P-03
<b>C-7</b>	24'50	35'69	11'59	O-02
<b>C-8</b>	26'78	36'27	9'49	P-02
<b>C-9</b>	32'04	36'33	4'29	O-01

La disminución de la longitud media que parece presentar alguna de las cohortes de la figura 66 en ciertos meses, y que observaremos también en otras gráficas de la evolución de las cohortes que se mostrarán más adelante, no corresponde a un descenso real de la longitud media de los individuos de esa cohorte durante ese mes, sino al hecho de que fueron recolectados más ejemplares de menor talla durante el mes, por lo que el estadístico desvía la media de la curva normal ajustada a la cohorte hacia la izquierda, obteniéndose así un valor de longitud media inferior al real.

El crecimiento anual de las cohortes es, en general, bajo. Como se puede observar en la figura 66, las cohortes C-2 y C-4 presentaron el mayor crecimiento medio de la población, con unos valores de 3'29 y 3'11 mm entre los meses de julio y agosto, y entre septiembre y octubre, respectivamente. Por el contrario, la cohorte C-3 solo creció 0'02 mm entre los meses de febrero y marzo, representando así la cohorte de menor crecimiento intermensual. No obstante, y debido a que el método de muestreo infravalora a los ejemplares de menor talla, los valores de la C-1 podrían corresponder a dos cohortes independientes.

Por otro lado, la cohorte C-3 es la más abundante (48'45 %) y corresponde a los individuos con tallas comprendidas entre 9'87 y 16'05 mm. Las cohortes C-1 y C-2 están claramente subestimadas por el método de muestreo, y de la C-4 en adelante los efectivos disminuyen paulatinamente (fig. 67).



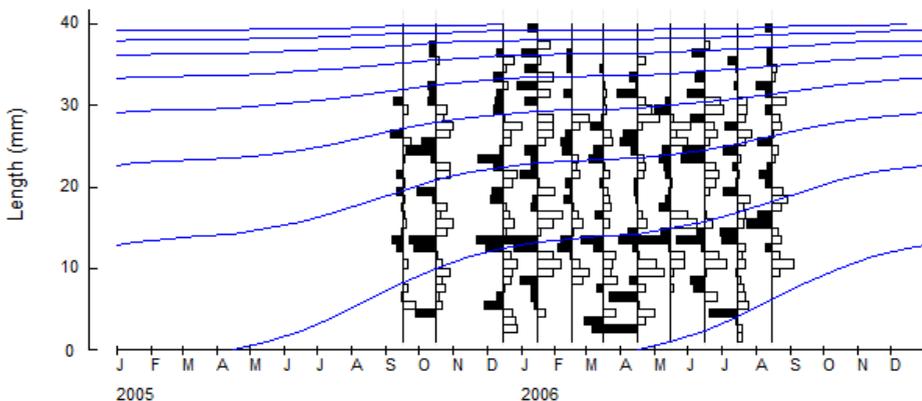
**FIGURA 67:** Número de individuos totales de *C. fluminea* en cada una de las cohortes identificadas durante todo el período de muestreo en el tramo inferior del río Miño.

### 5.2.9.2. ESTIMACIÓN DE LOS PARÁMETROS DE LA ECUACIÓN DE CRECIMIENTO ESTACIONAL DE VON BERTALANFFY.

A continuación obtuvimos las estimaciones preliminares de  $L_{\infty}$  y  $k$  mediante el método de Gulland y Holt (GULLAND & HOLT, 1959), que se basa en el hecho de que, siguiendo el modelo de crecimiento de von Bertalanffy (ECVB), la tasa de crecimiento disminuye linealmente con la longitud, alcanzando el valor cero en  $L_{\infty}$ . Además, este método origina un gráfico de valores residuales que permite deducir la estacionalidad del crecimiento. Por último, con la rutina ELEFAN I, y a partir de las estimaciones preliminares obtenidas por el método de Gulland y Holt, se ajustaron estos valores con el fin de obtener la forma estacional del modelo de crecimiento de von Bertalanffy (ECEVB), obteniendo así los siguientes valores:  $L_{\infty} = 41.5$  mm,  $k = 0.48$  mm/año,  $C = 0.7$  (valor de la oscilación del crecimiento estacional) y  $WP = 0.17$  (punto de invierno). Finalmente, substituyendo estos valores, obtenemos la ECEVB para la población total del tramo estudiado:

$$L_t = 41.5 \left[ 1 - e^{[-0.48(t-t_0) + (0.7 \cdot 0.48 / 2\pi) \sin(2\pi(t-0.17))]} \right]$$

y su representación gráfica mostrando la evolución de las cohortes (fig. 68):



**FIGURA 68:** Representación gráfica de la evolución de las cohortes observadas en la población total del tramo estudiado según el modelo de la ECEVB.

Por lo tanto, de acuerdo con estos parámetros un ejemplar de *C. fluminea* cualquiera necesitaría 7 años para alcanzar la talla máxima esperada según el modelo (41'5 mm).

### 5.2.9.3. EFECTOS DEL GRADIENTE DE SALINIDAD EN EL CRECIMIENTO DE *C. FLUMINEA*

Son varios los autores que indican que el incremento de la salinidad es un factor limitante (factor de estrés) para el crecimiento de esta especie, afectando a su dinámica poblacional. En un trabajo reciente, SOUSA *et al.* (2008b) obtienen un valor  $k = 0'68$  mm/año, lo que difiere sensiblemente del obtenido por nosotros anteriormente ( $k = 0'48$  mm/año); consideramos que el incremento de la salinidad observado río abajo en nuestra área de estudio podría estar afectando al crecimiento de las diferentes cohortes y a la distribución de las clases de tamaño, así como a otros parámetros poblacionales, a medida que nos aproximamos a la desembocadura. Para comprobar esta hipótesis dividimos el tramo total estudiado en tres partes (muy baja salinidad, baja salinidad y alta salinidad) seleccionando en cada una de ellas una de las cinco estaciones de muestreo, de modo que fuera representativa de la misma desde el punto de vista de su proximidad al mar.

Así, se utilizaron los datos de las siguientes estaciones:

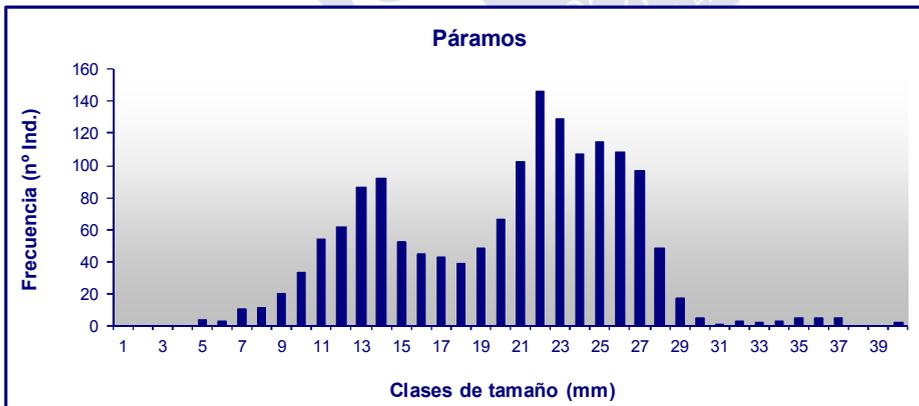
- Páramos: representa la parte alta del tramo, en esta estación encontramos una salinidad muy baja (0'18 psu).

- Camping: representa la parte media. En esta estación ya se observa un ligero incremento de la conductividad aunque apenas lo hace la salinidad, que se mantiene en 0'27 psu. El motivo de seleccionar la estación de Camping y no la de La Lenta fue debido a la anomalía que presentaba la distribución de tallas en esta estación (véanse figs. 39 y 40) y que será objeto de discusión más adelante.

• La Bohega: representa la parte baja del tramo estudiado. En esta estación, situada cerca de la desembocadura, es donde la salinidad aumenta considerablemente, alcanzando un valor de 1'97 psu, es decir, unas 11 veces mayor que el valor registrado en Páramos y unas 7 veces el valor de Camping. En este caso seleccionamos esta estación y no la de Tamuxe porque en ella fueron recogidos más individuos, lo que dio lugar a una mejor representación de las tallas.

#### 5.2.9.3.1. Páramos (Muy baja salinidad)

La distribución de las frecuencias de tamaño muestra que la mayor parte de los individuos están englobados en, por lo menos, dos grandes grupos de tallas: 11-15 mm y 20-27 mm, siendo más abundantes los del último grupo (fig. 69).



**FIGURA 69:** Distribución en clases de tamaño de 1 mm de todos los ejemplares capturados durante este estudio en la estación de Páramos.

En esta parte del río identificamos nueve cohortes, aunque de forma intermitente (fig. 70). Cinco fueron identificadas por primera vez en septiembre de 2005 (C-4, C-5, C-6, C-7, C-9), una en octubre (C-8), una en febrero de 2006 (C-3), otra en marzo (C-2) y otra en el mes de junio (C-1).

En la tabla 25 se exponen más minuciosamente las variaciones de la longitud media que tienen lugar en cada cohorte durante el período de estudio.

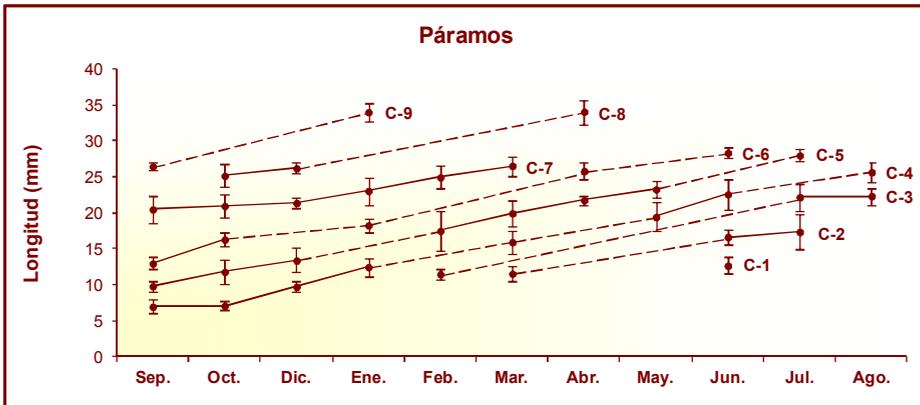
**TABLA 25:** Variaciones de longitud media de las cohortes identificadas en Páramos (L.I. = longitud media inicial de la cohorte (mm), L.C. = longitud media de la cohorte en su última identificación (mm),  $\Delta$  L.C. = incremento de la longitud media de la cohorte (mm)).

Páramos			
Cohortes	L.I.	L.C.	$\Delta$ L.C.
C-1	12'69	-	-
C-2	11'58	17'37	5'76
C-3	11'50	22'34	10'84
C-4	7'00	25'67	18'67
C-5	9'85	28'00	18'15
C-6	13'00	28'36	15'36
C-7	20'50	26'55	6'05
C-8	25'16	34'06	8'91
C-9	26'49	34'00	7'51

Como se puede observar en la figura 70, identificamos un máximo de cinco cohortes por mes (septiembre y octubre de 2005) y un mínimo de dos (mayo y agosto de 2006); el resto de los meses fueron identificadas tres (febrero, abril y julio) o cuatro (diciembre, enero, marzo, junio) cohortes.

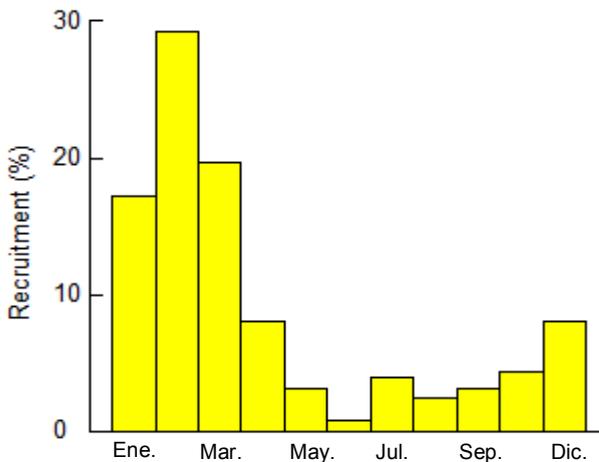
El hecho de que las cohortes de mayor edad (C-7, C-8 e C-9) desaparezcan de las muestras a partir de abril, parece indicar que parte de la población está muriendo. Incluso las cohortes C-5 y C-6 desaparecen antes de alcanzar los 30 mm.

Las cohortes C-4 y C-6 presentaron el mayor crecimiento medio, con unos valores de 3'14 y 3'31 mm entre los meses de mayo y junio y entre septiembre y octubre, respectivamente. Por otro lado, la cohorte que presentó un menor crecimiento también fue la C-4: 0'13 mm entre los meses de septiembre y octubre (fig. 70).



**FIGURA 70:** Representación de las cohortes de *C. fluminea* identificadas durante todo el período de muestreo en la estación de Páramos (las barras de error representan la desviación típica).

Como podemos ver en la figura 71, el programa FISAT II identifica directamente dos períodos de reclutamiento anuales, uno centrado en la primavera y otro en el inicio del otoño.

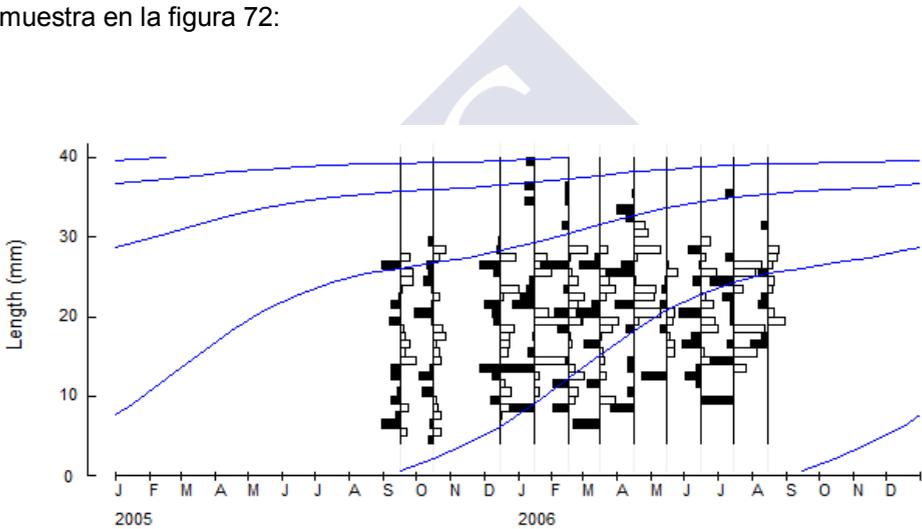


**FIGURA 71:** Patrón de reclutamiento de *C. fluminea* en Páramos.

Los parámetros de la ecuación de crecimiento estacional de von Bertalanffy obtenidos en Páramos fueron los siguientes:  $L_{\infty} = 41.5$  mm,  $k = 0.98$  mm/año,  $C = 0.5$  y  $WP = 0.74$ . Por lo tanto, la ECEVB para la población de Páramos sería la siguiente:

$$L_t = 41.5 \left[ 1 - e^{[-0.98(t-t_0) + (0.5 \cdot 0.98 / 2\pi) \sin(2\pi(t-0.75))]} \right]$$

y su representación gráfica mostrando la evolución de las cohortes se muestra en la figura 72:

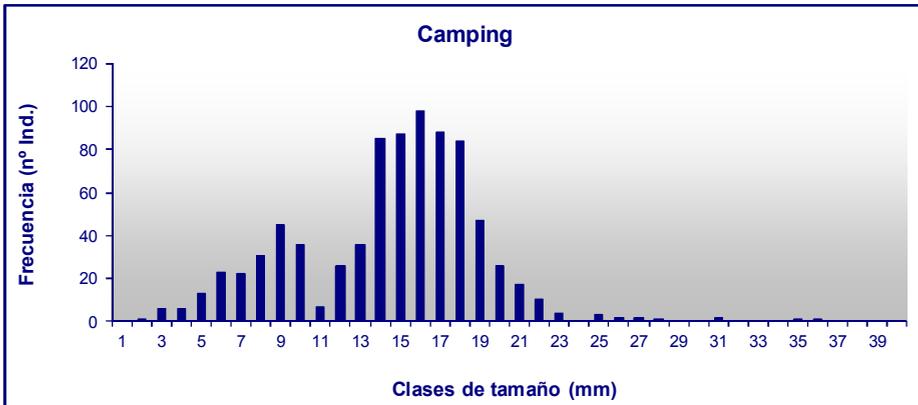


**FIGURA 72:** Representación gráfica de la evolución de las cohortes observadas en la estación de Páramos según el modelo de la ECEVB.

De acuerdo con estos parámetros un ejemplar de *C. fluminea* cualquiera de Páramos necesitaría 3-4 años para alcanzar la talla máxima esperada según el modelo (41.5 mm).

### 5.2.9.3.2. Camping (Baja salinidad)

La distribución de las frecuencias de tallas nos muestra que los individuos más abundantes en Camping pertenecen a dos grandes grupos de tamaños comprendidos entre 8-10 mm y 14-18 mm (fig. 73).



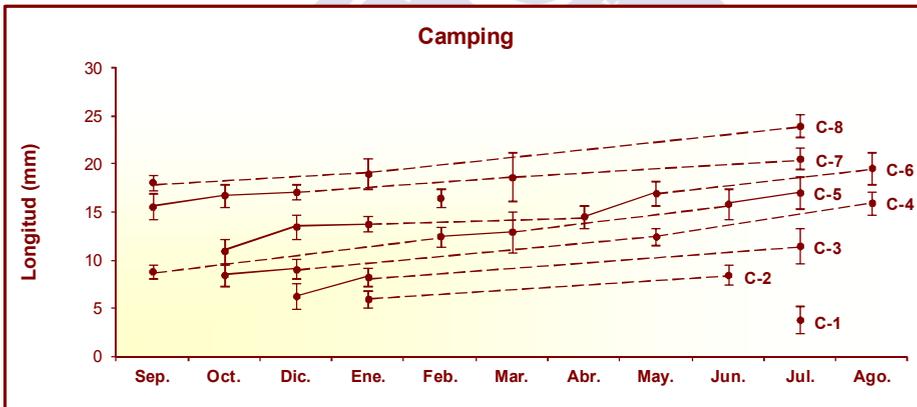
**FIGURA 73:** Distribución en clases de tamaño de 1 mm de todos los ejemplares capturados durante este estudio en la estación de Camping.

En esta estación se han identificado ocho cohortes de manera intermitente (fig. 74), tres de ellas al inicio del período de muestreo, en septiembre de 2005 (C-5, C-7, C-8), dos en octubre (C-4, C-6), una en diciembre (C-3), una en enero de 2006 (C-2) y otra en julio (C-1).

En Camping el número máximo de cohortes identificadas por mes fue de cinco (julio) y el mínimo de una (abril); el resto de los meses encontramos dos (febrero, marzo, mayo, junio, agosto), tres (septiembre, octubre) o cuatro (diciembre, enero) cohortes. En la tabla 26 se muestra el incremento de la longitud media de cada una de las cohortes observadas.

**TABLA 26:** Variaciones de longitud media de las cohortes identificadas en la población de la parte media (L.I. = longitud media inicial de la cohorte (mm), L.C. = longitud media de la cohorte en su última identificación (mm),  $\Delta$  L.C. = incremento de la longitud media de la cohorte (mm)).

Camping			
Cohortes	L.I.	L.C.	$\Delta$ L.C.
C-1	3'84	-	-
C-2	6'00	8'50	2'50
C-3	6'31	11'51	5'20
C-4	8'50	16'00	7'50
C-5	8'88	17'07	8'19
C-6	11'00	19'63	8'63
C-7	15'60	20'59	4'99
C-8	18'16	24'00	5'84

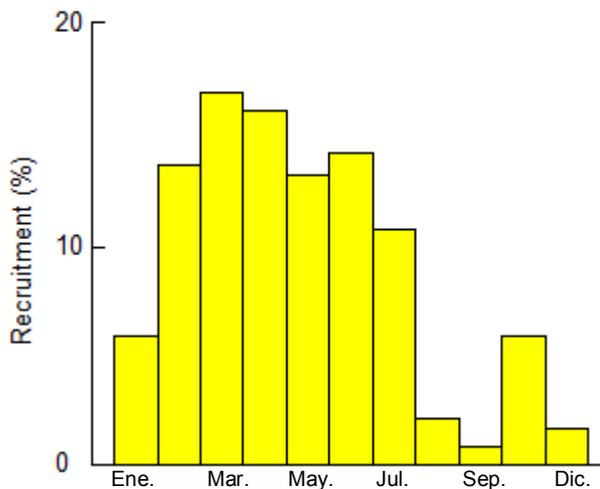


**FIGURA 74:** Representación de las cohortes de *C. fluminea* identificadas durante todo el período de muestreo en la estación de Camping (las barras de error representan la desviación típica).

La cohorte con un mayor crecimiento intermensual en Camping fue la C-6: 2'4 mm entre los meses de abril y mayo. La cohorte que presentó el

menor incremento de longitud media fue la C-7: 0'33 mm entre los meses de octubre y diciembre (fig. 74).

De manera similar a lo que sucede en Páramos, aunque menos evidente, el programa FiSAT II identifica directamente en Camping dos períodos de reclutamiento anuales, uno centrado en la primavera-verano y otro en el otoño (fig. 75).

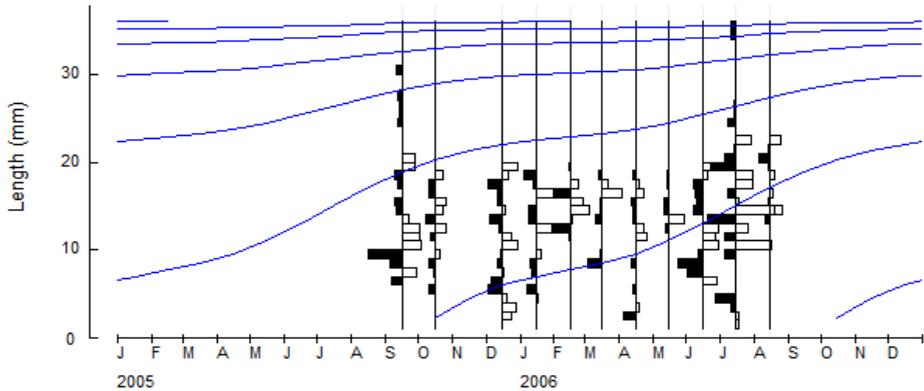


**FIGURA 75:** Patrón de reclutamiento de *C. fluminea* en Camping.

En cuanto a los parámetros de la ecuación de crecimiento estacional de von Bertalanffy obtenidos en el tratamiento de los datos de Camping, los valores fueron los siguientes:  $L_{\infty} = 36'7$  mm,  $k = 0'74$  mm/año,  $C = 0'6$  y  $WP = 0'1$ . Por lo tanto, la ECEVB para Camping quedaría configurada de la siguiente manera:

$$L_t = 36'7 [1 - e^{[-0'74 (t-t_0) + (0'6 \cdot 0'74 / 2\pi) \sin(2\pi (t-0'1))]}]$$

y su representación gráfica mostrando la evolución de las cohortes se expone en la siguiente figura:

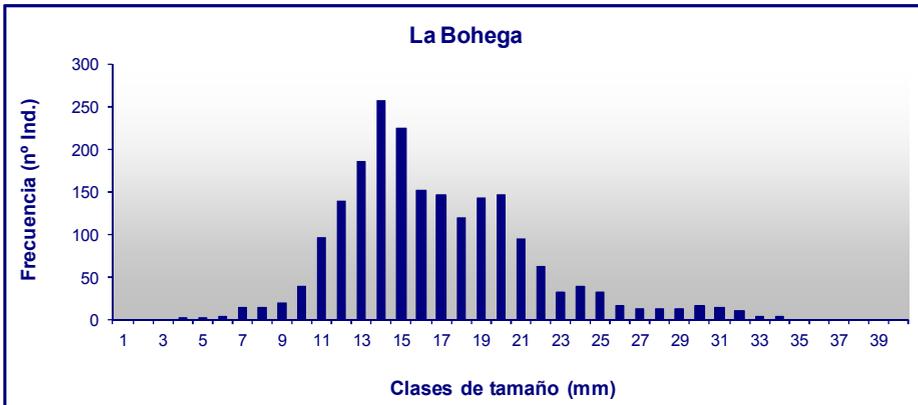


**FIGURA 76:** Representación gráfica de la evolución de las cohortes observadas en la estación de Camping según el modelo de la ECEVB.

Finalmente, con esta dinámica poblacional un ejemplar de *C. fluminea* cualquiera de Camping precisaría 5 años para alcanzar los 36'7 mm de longitud máxima.

#### 5.2.9.3.3. La Bohega (Alta salinidad)

La distribución de las frecuencias de tallas a partir de los muestreos realizados en La Bohega, muestra una población bien estructurada donde podemos diferenciar cuatro grupos en torno a los máximos de 14, 20, 24 y 30 mm siendo más abundante, en comparación con el resto de las estaciones, los individuos de las clases de menor tamaño (fig. 77).



**FIGURA 77:** Distribución en clases de tamaño de 1 mm de todos los ejemplares capturados durante este estudio en la estación de La Bohega.

Identificamos nueve cohortes de forma intermitente (fig. 78); cinco fueron identificadas por primera vez en septiembre de 2005 (C-5, C-6, C-7, C-8, C-9), una en octubre (C-4), una en enero de 2006 (C-2), otra en febrero (C-3) y otra en el mes de abril (C-1). En la tabla 27 se exponen las variaciones de la longitud media que tienen lugar en cada cohorte.

**TABLA 27:** Variaciones de longitud media de las cohortes identificadas en la población de la parte baja (L.I. = longitud media inicial de la cohorte (mm), L.C. = longitud media de la cohorte en su última identificación (mm),  $\Delta$  L.C. = incremento de la longitud media de la cohorte (mm)).

La Bohega			
Cohortes	L.I.	L.C.	$\Delta$ L.C.
C-1	7'14	13'29	6'15
C-2	7'18	17'04	9'86
C-3	12'31	17'18	4'87
C-4	11'22	22'33	11'11
C-5	12'10	20'55	8'45
C-6	15'09	24'68	9'59
C-7	17'73	29'50	11'77
C-8	20'75	29'92	9'17
C-9	26'50	31'09	4'59

El número máximo de cohortes identificadas por mes en La Bohega fue de seis (abril) y el mínimo de tres (febrero); el resto de los meses hallamos cuatro (enero, marzo, mayo, agosto) o cinco (septiembre-diciembre) cohortes (fig. 78).

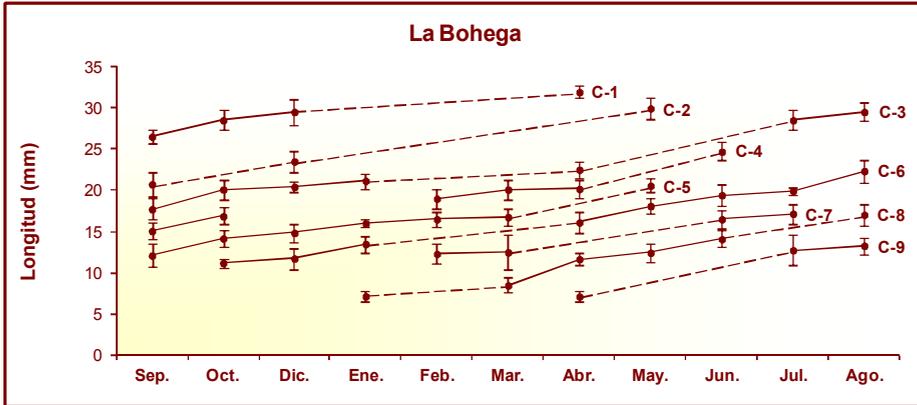


FIGURA 78 Representación de las cohortes de *C. fluminea* identificadas durante todo el período de muestreo en la estación de La Bohega (las barras de error representan la desviación típica).

El programa identifica dos períodos de reclutamiento anuales (fig. 79).

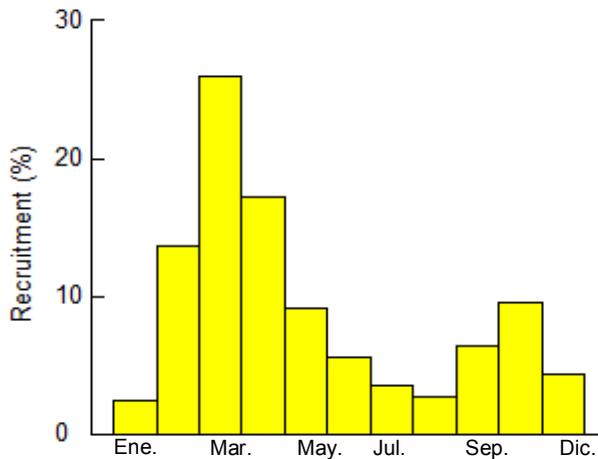


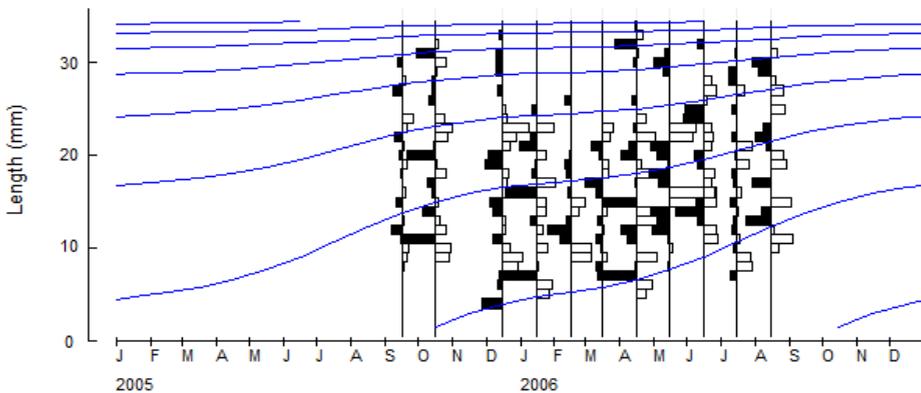
FIGURA 79: Patrón de reclutamiento de *C. fluminea* en La Bohega.

El máximo crecimiento intermensual tuvo lugar entre marzo y abril en la cohorte C-2 (3'18 mm), y entre los meses de julio y agosto en la cohorte C-4 (2'4 mm). En cuanto al crecimiento mínimo, tuvo lugar en la cohorte C-3 entre febrero y marzo, presentando un valor de 0'19 mm (fig. 78).

En esta estación la ECEVB presentó los siguientes parámetros de crecimiento:  $L_{\infty} = 35'75$  mm,  $k = 0'5$  mm/año,  $C = 0'6$  y  $WP = 0'1$ . Así, esta ecuación para La Bohega quedaría de la siguiente manera:

$$L_t = 35'75 [1 - e^{[-0'5(t-t_0) + (0'6 \cdot 0'5 / 2\pi) \sin(2\pi(t-0'1))]}]$$

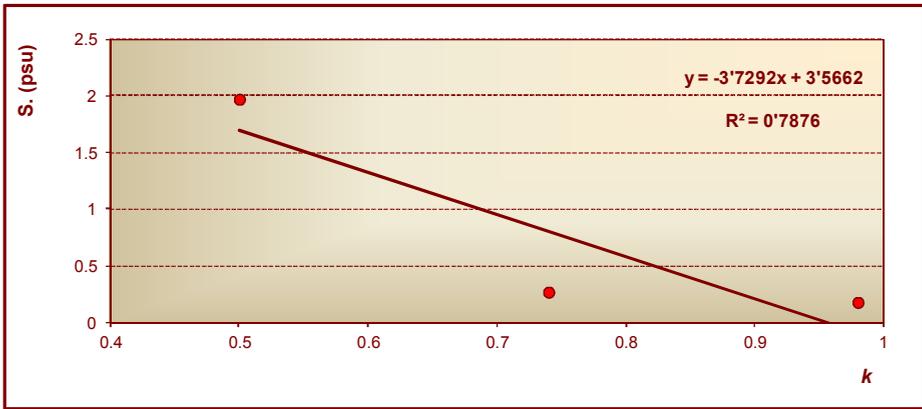
y su representación gráfica mostrando la evolución de las cohortes sería la siguiente:



**FIGURA 80:** Representación gráfica de la evolución de las cohortes observadas en la estación de La Bohega según el modelo de la ECEVB.

De acuerdo con estos parámetros, un ejemplar de *C. fluminea* cualquiera de La Bohega necesitaría 6-7 años para alcanzar la talla máxima (35'75 mm).

Estos resultados corroboran la hipótesis inicial de que la salinidad funciona como un factor limitante del crecimiento de los individuos de *C. fluminea* en el tramo bajo del río Miño, ya que el parámetro  $k$  (factor de crecimiento de la ecuación de von Bertalanffy) disminuye claramente y de forma progresiva a medida que aumenta la salinidad al aproximarnos a su desembocadura (tabla 28). Por lo tanto, existe una relación negativa entre estos dos parámetros (fig. 81).



**FIGURA 81:** Regresión entre el factor de crecimiento de la ecuación de von Bertalanffy y la salinidad en Páramos, Camping y La Bohega.

**TABLA 28:** Resumen de los parámetros de crecimiento de *C. fluminea* obtenidos en el tramo inferior del río Miño.

Población	$L_0$	$k$	C	Wp
Páramos	41'50	0'98	0'50	0'75
Camping	36'70	0'74	0'60	0'10
La Bohega	35'75	0'50	0'60	0'10
Población total	41'50	0'48	0'70	0'17

Por lo tanto, y de acuerdo con las respectivas ECEVB, mientras que un ejemplar de Páramos crece hasta 40'6 mm en cuatro años, en Camping

solo alcanzaría 34'87 mm y, en La Bohega, 31'04 mm. Al utilizar la ECEVB correspondiente a todo el tramo bajo del río Miño, estas diferencias se compensan parcialmente, de manera que el crecimiento para un ejemplar de cuatro años sería de 35'69 mm.



### 5.2.10. CONDICIÓN METABÓLICA

En este apartado presentamos los resultados del análisis de los niveles de proteínas y de glucógeno, así como de la relación ARN/ADN en los tejidos branquiales y pedales de *C. fluminea*, lo que nos permitirá evaluar su estado metabólico a lo largo de su ciclo vital en el tramo internacional del río Miño, así como establecer los niveles de fondo de dichos biomarcadores moleculares de reserva energética en condiciones naturales.

#### 5.2.10.1. NIVELES DE FONDO DE LOS INDICADORES METABÓLICOS

Los resultados de la analítica realizada siguiendo la metodología expuesta en el capítulo de material y métodos nos permitió caracterizar apropiadamente las variables a estudiar, como se puede observar en la tabla 29. Así mismo, para determinar si los valores extremos afectan a la distribución se calculó el valor de cuatro estimadores robustos centrales que difieren entre sí por la forma de asignar pesos a los casos (tabla 30).

**TABLA 29:** Breve estadística descriptiva de las variables a estudiar

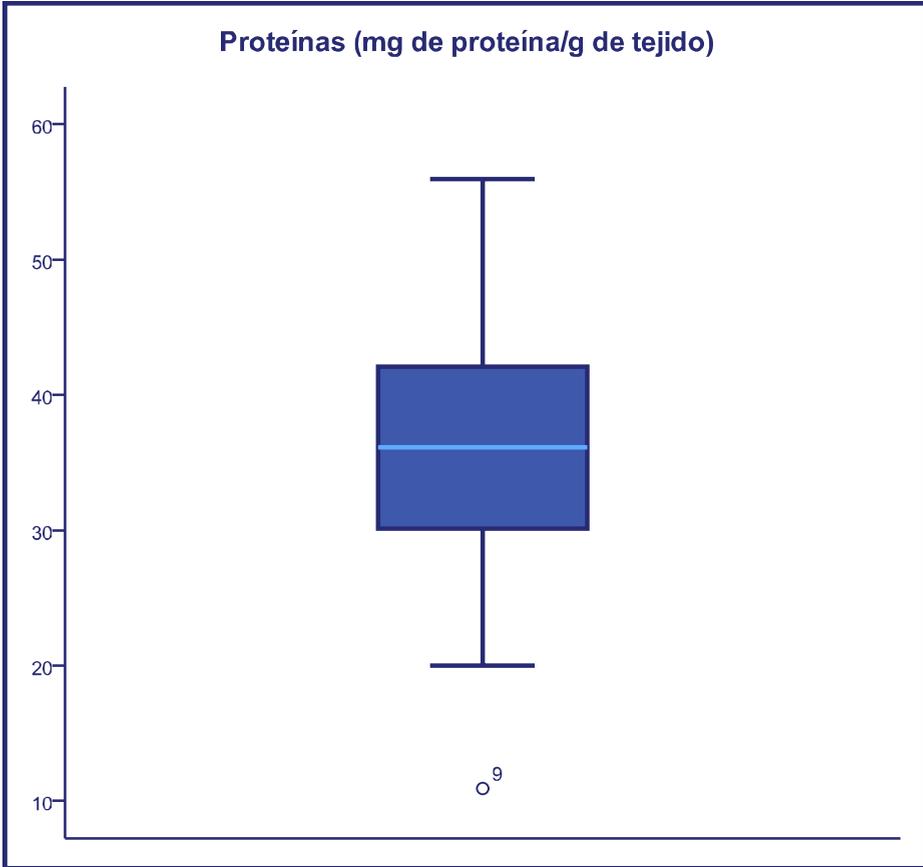
	Proteínas (mg/g)	Glucógeno (mg/g)	ARN/ADN
<b>Media</b>	35'69	3'73	6'73
<b>Error típ. de la media</b>	1'98	0'65	0'68
<b>Mínimo</b>	10'94	0'41	2'83
<b>Máximo</b>	55'95	11'61	20'68
<b>Mediana</b>	36'15	2'17	6'20
<b>Asimetría</b>	- 0'20	1'07	2'75
<b>Error típ. de asimetría</b>	0'45	0'45	0'46
<b>Curtosis</b>	0'39	- 0'04	10'08
<b>Error típ. de curtosis</b>	0'87	0'87	0'89
<b>Percentiles</b>			
<b>25</b>	29'17	1'27	4'76
<b>50</b>	36'15	2'17	6'20
<b>75</b>	42'48	6'41	7'45

TABLA 30: Estimadores robustos centrales de las variables a estudiar.

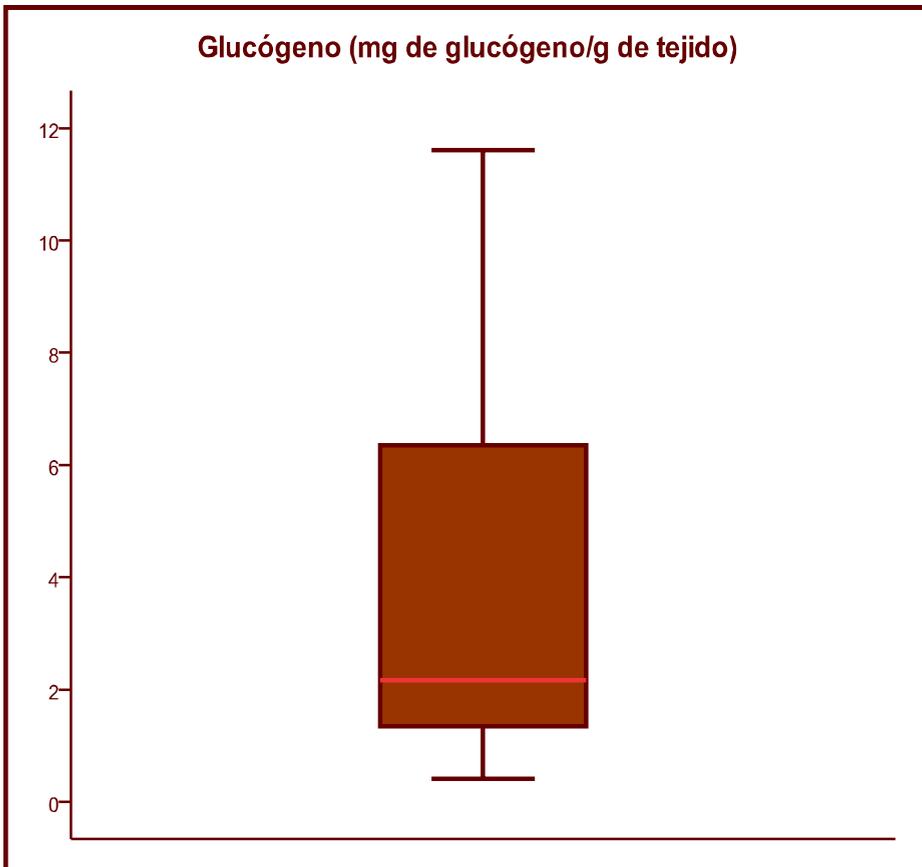
	Estimadores-M			
	Estimador-M de Huber <sup>a</sup>	Biponderado de Tukey <sup>b</sup>	Estimador-M de Hampel <sup>c</sup>	Onda de Andrews <sup>d</sup>
<b>Proteínas (mg/g)</b>	36'06	36'14	36'00	36'17
<b>Glucógeno (mg/g)</b>	2'57	1'96	2'50	1'95
<b>ARN/ADN (mg/g)</b>	6'15	5'91	6'01	5'91

Para el caso de la variable proteínas (tabla 29), la asimetría cercana a cero nos indica que su distribución está próxima a la simetría. Este hecho se pone de manifiesto en la pequeña diferencia existente entre el valor de la media y la mediana, siendo ésta última un poco mayor que la primera, y al observar que los estimadores robustos centrales de la media (tabla 30) y la misma media toman valores muy similares, lo que quiere decir que los valores extremos no afectan especialmente a la distribución que es aproximadamente simétrica (fig. 82). El hecho de que la variable proteínas sea simétrica nos indica que en la población de *C. fluminea* presente en el tramo internacional del río Miño, existe la misma proporción de individuos con una cantidad de proteínas mayor que el valor de la mediana (36'15 mg/g) que de individuos con una cantidad de proteínas menor que ese valor central. Por el contrario, las variables glucógeno y relación ARN/ADN muestran una asimetría positiva (tabla 29), lo que indica de que la mayoría de los individuos de *C. fluminea* presentan una cantidad de glucógeno y una relación ARN/ADN superior a la mediana y que, por lo tanto, las colas derechas de las distribuciones son más largas. Además, si tenemos en cuenta el índice de asimetría tipificado podemos afirmar que la distribución de las proteínas es simétrica ya que su valor es 0'46, inferior a 1'96 (véase material y métodos), mientras que las distribuciones del glucógeno y relación ARN/ADN son asimétricas y positivas puesto que sus índices tipificados (2'39 y 6'02, respectivamente) son valores relativamente elevados

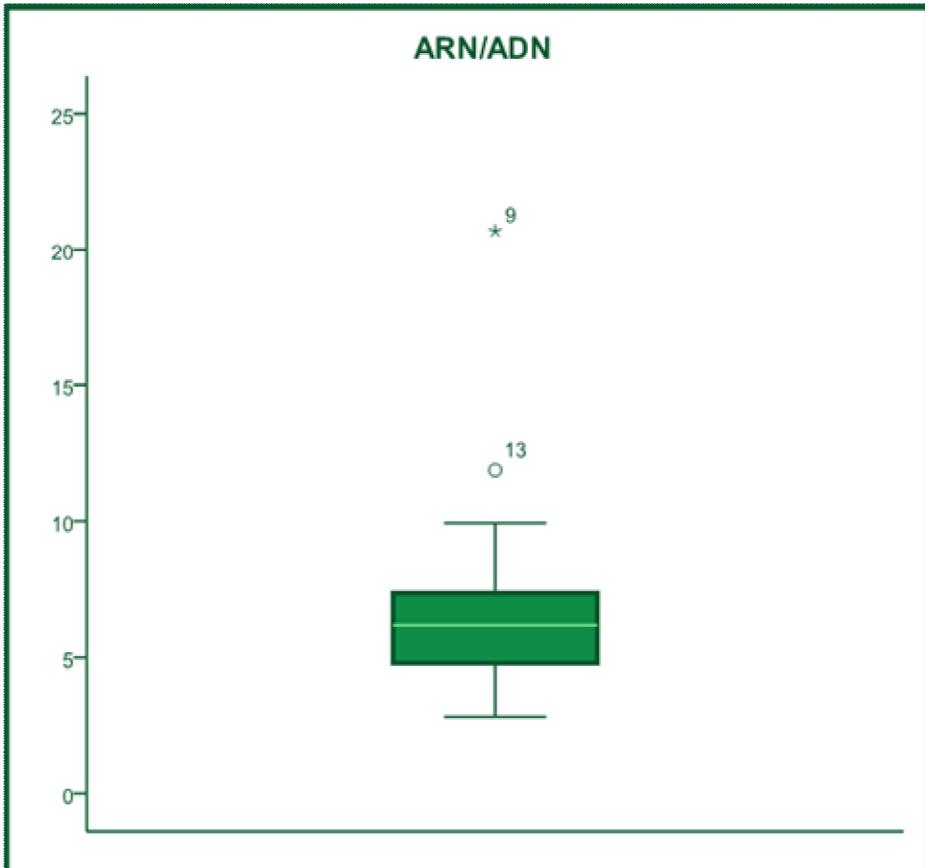
como para pertenecer a una distribución normal con valor esperado cero (figs. 83 y 84).



**FIGURA 82:** Diagrama de cajas que representa la cantidad de proteínas obtenida para toda la población de *C. fluminea* presente en la estación Camping. (o<sup>9</sup>: Caso atípico).



**FIGURA 83:** Diagrama de cajas que representa la cantidad de glucógeno obtenida para toda la población de *C. fluminea* presente en la estación Camping.



**FIGURA 84:** Diagrama de cajas que representa los valores de la relación entre el ARN y el ADN obtenidos para toda la población de *C. fluminea* presente en la estación Camping (o<sup>17</sup>: Caso atípico; ★<sup>13</sup>: Caso extremo).

Sin embargo, en el caso de la relación ARN/ADN (fig. 84) la posición de la mediana indica la existencia de asimetría en la distribución, tal y como hemos comentado anteriormente, pero está más próxima al límite superior, lo que significa que la asimetría existente en esta distribución es negativa y que la mayor parte de los individuos de este bivalvo invasor presentan una relación ARN/ADN inferior a 6'20. Sin embargo la estadística descriptiva (tabla 29) indica claramente, que al igual que ocurre con el glucógeno, la

asimetría es positiva. La interpretación de la figura 84 es, por tanto, errónea, y se debe a la existencia de dos valores anómalos que producen el desplazamiento de la mediana hacia la parte superior de la caja.

#### 5.2.10.2. VARIACIONES ONTOGÉNICAS DE LOS INDICADORES METABÓLICOS

Se determinaron los valores medios de la condición metabólica de los individuos pertenecientes a cada cohorte de la población de *C. fluminea* presente en la estación de Camping siguiendo los protocolos de análisis detallados en el capítulo de material y métodos. Los resultados se muestran en la tabla 31.

**TABLA 31:** Valores medios de proteínas, glucógeno y relación ARN/ADN en ejemplares de *C. fluminea* presentes en la estación de Camping (media  $\pm$  error típico).

Cohorte	Proteínas (mg/g)	Glucógeno (mg/g)	ARN/ADN
C-1	29'36 $\pm$ 5'63	1'56 $\pm$ 0'38	7'55 $\pm$ 0'59
C-2	44'02 $\pm$ 6'49	2'18 $\pm$ 0'65	6'45 $\pm$ 0'43
C-3	21'53 $\pm$ 5'47	1'36 $\pm$ 0'25	8'07 $\pm$ 0'98
C-4	26'11 $\pm$ 3'06	0'99 $\pm$ 0'28	6'67 $\pm$ 0'08
C-5	36'52 $\pm$ 2'93	0'77 $\pm$ 0'33	10'91 $\pm$ 4'95
C-6	36'96 $\pm$ 3'98	9'57 $\pm$ 1'60	7'60 $\pm$ 2'17
C-7	38'20 $\pm$ 2'14	7'49 $\pm$ 1'65	4'28 $\pm$ 0'65
C-8	45'17 $\pm$ 5'62	5'62 $\pm$ 1'15	3'99 $\pm$ 0'86
> C-8	43'38 $\pm$ 2'30	4'03 $\pm$ 1'17	4'92 $\pm$ 0'52

Se utilizó el estadístico de Shapiro-Wilk para contrastar el supuesto de normalidad de las muestras, los resultados se pueden observar en las tablas 32, 33 y 34. Asimismo, el supuesto de homocedasticidad fue contrastado mediante la prueba de Levene, y los resultados pueden verse en la tabla 35.

**TABLA 32:** Pruebas de normalidad de la variable proteínas en función de la variable cohorte de *C. fluminea* en la estación de Camping ( $\alpha \leq 0'05$ ).

Cohorte	Shapiro - Wilk (W)	Significación ( $\alpha$ )
C-1	0'995	0'871
C-2	1'000	0'981
C-3	0'927	0'479
C-4	0'988	0'792
C-5	1'000	0'988
C-6	0'792	0'096
C-7	0'772	0'050
C-8	0'946	0'552
> C-8	0'865	0'281

**TABLA 33:** Pruebas de normalidad de la variable glucógeno en función de la variable cohorte de *C. fluminea* en la estación de Camping ( $\alpha \leq 0'05$ ).

Cohorte	Shapiro - Wilk (W)	Significación ( $\alpha$ )
C-1	0'991	0'814
C-2	0'784	0'076
C-3	0'967	0'654
C-4	0'801	0'118
C-5	0'809	0'136
C-6	0'879	0'322
C-7	0'834	0'198
C-8	0'869	0'293
> C-8	0'913	0'429

**TABLA 34:** Pruebas de normalidad de la variable relación ARN/ADN en función de la variable cohorte de *C. fluminea* en la estación de Camping ( $\alpha \leq 0'05$ ).

Cohorte	Shapiro - Wilk (W)	Significación ( $\alpha$ )
C-1	0'806	0'130
C-2	0'970	0'639
C-3	0'964	0'635
C-4	0'978	0'716
C-5	0'873	0'303
C-6	0'858	0'263
C-7	0'996	0'878
C-8	0'904	0'398
> C-8	0'983	0'754

**TABLA 35:** Pruebas de homocedasticidad de las diferentes cohortes poblacionales de *C. fluminea* determinadas en la estación de Camping ( $\alpha \leq 0'05$ ).

	Levene (F)	Significación ( $\alpha$ )
<b>Proteínas</b>	0'833	0'586
<b>Glucógeno</b>	4'374	0'004
<b>ARN/ADN</b>	7'605	< 0'050

Como se puede observar en las tablas 32, 33 y 34 las distribuciones de proteínas, glucógeno y de la relación ARN/ADN son normales, por lo que hemos realizado anovas de un factor con esos datos (tabla 36) para comparar sus distribuciones entre las diferentes cohortes.

**TABLA 36:** Anovas para la comparación de las distribuciones de proteínas, glucógeno y ARN/ADN obtenidas para *C. fluminea* entre las diferentes cohortes de la población ( $\alpha \leq 0'05$ ).

	Proteínas	Glucógeno	ARN/ADN
<b>Estadístico (F)</b>	3'515	10'364	1'244
<b>Significación (<math>\alpha</math>)</b>	0'013	< 0'050	0'334

Hemos observado la existencia de diferencias significativas en la cantidad de proteínas y glucógeno entre las diferentes cohortes poblacionales de *C. fluminea* (tabla 36). Para determinar entre qué cohortes se producían dichas diferencias aplicamos la prueba de Tukey a la distribución de las proteínas (tabla 37), debido a que sus varianzas son iguales entre las diferentes cohortes (tabla 35), y la prueba de Tamhane a la del glucógeno (tabla 38), puesto que sus varianzas son distintas entre las cohortes (tabla 35).

Por otro lado, hemos visto que los datos de la distribución de la relación ARN/ADN no muestran diferencias significativas entre las diferentes cohortes poblacionales de *C. fluminea*.

**TABLA 37:** Prueba *post hoc* de Tukey (varianzas homogéneas) para la comparación de las distribuciones de proteínas obtenidas para *C. fluminea* entre las diferentes cohortes de la población (se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos).

<b>HSD de Tukey</b>		
<b>Cohorte</b>	<b>Subconjuntos para <math>\alpha = 0'05</math></b>	
	<b>1</b>	<b>2</b>
<b>C-3</b>	21'53	
<b>C-4</b>	26'11	26'11
<b>C-1</b>	29'36	29'36
<b>C-5</b>	36'52	36'52
<b>C-6</b>	36'96	36'96
<b>C-7</b>	38'20	38'20
<b>&gt; C-8</b>	43'38	43'38
<b>C-2</b>		44'02
<b>C-8</b>		45'17
<b>Significación (<math>\alpha</math>)</b>	<b>0'054</b>	<b>0'124</b>

La tabla 37 muestra que la prueba *post hoc* de Tukey establece dos grupos estadísticamente diferentes en la distribución de las proteínas, uno con un valor  $\alpha = 0'054$  y otro con  $\alpha = 0'124$ . Por el contrario, la prueba *post hoc* de Tamhane (tabla 38) no muestra la existencia de grupos significativamente diferentes en la distribución de glucógeno.

**TABLA 38:** Prueba *post hoc* de Tamhane (varianzas heterogéneas) para la comparación de la distribución de glucógeno obtenida para *C. fluminea* entre las diferentes cohortes de la población ( $\alpha \leq 0'05$ ).

<b>Tamhane</b>			
(I) Cohorte	(J) Cohorte	Diferencia de medias (I - J)	Significación ( $\alpha$ )
C-1	C-2	- 0'62667	1'000
	C-3	0'19667	1'000
	C-4	0'56667	1'000
	C-5	0'78333	1'000
	C-6	- 8'01000	0'691
	C-7	- 5'93000	0'903
	C-8	- 4'06000	0'893
	> C-8	- 2'47000	0'998
C-2	C-1	0'62667	1'000
	C-3	0'82333	1'000
	C-4	1'19333	1'000
	C-5	1'41000	0'997
	C-6	- 7'38333	0'669
	C-7	- 5'30333	0'924
	C-8	- 3'43333	0'943
	> C-8	- 1'84333	1'000
C-3	C-1	- 0'19667	1'000
	C-2	- 0'82333	1'000
	C-4	0'37000	1'000
	C-5	0'58667	1'000
	C-6	- 8'20667	0'705
	C-7	- 6'12667	0'901
	C-8	- 4'25667	0'893
	> C-8	- 2'66667	0'996
C-4	C-1	- 0'56667	1'000
	C-2	- 1'19333	1'000
	C-3	- 0'37000	1'000
	C-5	0'21667	1'000
	C-6	- 8'57667	0'666
	C-7	- 6'49667	0'869
	C-8	- 4'62667	0'841
	> C-8	- 3'03667	0'987

**TABLA 38 (CONT.):** Prueba *post hoc* de Tamhane (varianzas heterogéneas) para la comparación de la distribución de glucógeno obtenida para *C. fluminea* entre las diferentes cohortes de la población ( $\alpha \leq 0'05$ ).

<b>Tamhane</b>			
(I) Cohorte	(J) Cohorte	Diferencia de medias (I - J)	Significación ( $\alpha$ )
C-5	C-1	0'78333	1'000
	C-2	- 1'41000	0'997
	C-3	- 0'58667	1'000
	C-4	- 0'21667	1'000
	C-6	- 8'79333	0'635
	C-7	- 6'71333	0'845
	C-8	- 4'84333	0'799
	> C-8	- 3'25333	0'976
C-6	C-1	8'01000	0'691
	C-2	7'38333	0'669
	C-3	8'20667	0'705
	C-4	8'57667	0'666
	C-5	8'79333	0'635
	C-7	2'08000	1'000
	C-8	3'95000	0'991
	> C-8	5'54000	0'866
C-7	C-1	5'93000	0'903
	C-2	5'30333	0'924
	C-3	6'12667	0'901
	C-4	6'49667	0'869
	C-5	6'71333	0'845
	C-6	- 2'08000	1'000
	C-8	1'87000	1'000
	> C-8	3'46000	0'999
C-8	C-1	4'06000	0'893
	C-2	3'43333	0'943
	C-3	4'25667	0'893
	C-4	4'62667	0'841
	C-5	4'84333	0'799
	C-6	- 3'95000	0'991
	C-7	- 1'87000	1'000
	> C-8	1'59000	1'000

**TABLA 38 (CONT.):** Prueba *post hoc* de Tamhane (varianzas heterogéneas) para la comparación de la distribución de glucógeno obtenida para *C. fluminea* entre las diferentes cohortes de la población ( $\alpha \leq 0'05$ ).

Tamhane			
(I) Cohorte	(J) Cohorte	Diferencia de medias (I - J)	Significación ( $\alpha$ )
> C-8	C-1	2'47000	0'998
	C-2	1'84333	1'000
	C-3	2'66667	0'996
	C-4	3'03667	0'987
	C-5	3'25333	0'976
	C-6	- 5'54000	0'866
	C-7	- 3'46000	0'999
	C-8	- 1'59000	1'000

Para corroborar que estos resultados son estadísticamente correctos, y puesto que, como se mencionó anteriormente, el tamaño de nuestra muestra es pequeño ( $n < 30$ ), junto con estos análisis paramétricos de las distribuciones de proteínas, glucógeno y relación ARN/ADN se han realizado análisis no paramétricos (tablas 39, 40 y 41). Como se puede apreciar (tabla 39), la estadística no paramétrica mediante el estadístico  $X^2$  de Kruskal-Wallis también determina la existencia de diferencias significativas en ambas distribuciones entre cohortes. Sin embargo, el Método de Dunn no muestra la existencia de diferencias significativas ni en las proteínas (tabla 40) ni en el glucógeno (tabla 41) que nos permitan establecer entre qué cohortes se producen dichas diferencias, hecho que difiere ligeramente de los resultados obtenidos con las pruebas paramétricas (tablas 37 y 38). Este resultado probablemente sea debido al pequeño tamaño muestral.

En cuanto a la relación ARN/ADN, en este estudio no hemos encontrado diferencias significativas entre las distintas cohortes poblacionales (tabla 39).

**TABLA 39:** Pruebas no paramétricas realizadas para la comparación de las distribuciones de proteínas, glucógeno y relación ARN/ADN obtenidas para *C. fluminea* entre las diferentes cohortes de la población ( $\alpha \leq 0'05$ ).

Cohorte	Proteínas (mg/g)		
	Rango promedio	Kruskal - Wallis ( $X^2$ )	Significación ( $\alpha$ )
C-1	8'33		
C-2	20'00		
C-3	4'00		
C-4	5'33		
C-5	14'33	16'995	0'030
C-6	15'33		
C-7	16'00		
C-8	21'67		
> C-8	21'00		
	Glucógeno (mg/g)		
C-1	10'33		
C-2	12'67		
C-3	8'67		
C-4	5'67		
C-5	3'67	21'962	0'005
C-6	24'67		
C-7	22'67		
C-8	20'50		
> C-8	17'17		
	ARN/ADN		
C-1	19'67		
C-2	16'00		
C-3	20'33		
C-4	16'67		
C-5	17'33	15'313	0'053
C-6	15'00		
C-7	5'33		
C-8	4'67		
> C-8	7'33		

**TABLA 40:** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de la distribución de proteínas de las diferentes cohortes según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

Método de Dunn				
Indicadores metabólicos	Cohortes		$ \overline{R}_u - \overline{R}_v $	DMS
Proteínas (mg/g)	C-1	C-2	11'67	20'74
		C-3	4'33	20'74
		C-4	3'00	20'74
		C-5	6'00	20'74
		C-6	7'00	20'74
		C-7	7'67	20'74
		C-8	13'34	20'74
		> C-8	12'67	20'74
		C-2	C-3	16'00
	C-4		14'67	20'74
	C-5		5'67	20'74
	C-6		4'67	20'74
	C-7		4'00	20'74
	C-8		1'67	20'74
	> C-8		1'00	20'74
	C-3		C-4	1'33
		C-5	10'33	20'74
		C-6	11'33	20'74
		C-7	12'00	20'74
		C-8	17'67	20'74
		> C-8	17'00	20'74
		C-4	C-5	9'00
	C-6		10'00	20'74
	C-7		10'67	20'74
	C-8		16'34	20'74
	> C-8		15'67	20'74

**TABLA 40 (CONT.):** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de la distribución de proteínas de las diferentes cohortes según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

<b>Método de Dunn</b>				
<b>Indicadores metabólicos</b>	<b>Cohortes</b>		<b><math> \overline{R}_u - \overline{R}_v </math></b>	<b>DMS</b>
<b>Proteínas (mg/g)</b>	<b>C-5</b>	<b>C-6</b>	1'00	20'74
		<b>C-7</b>	1'67	20'74
		<b>C-8</b>	7'34	20'74
		<b>&gt; C-8</b>	6'67	20'74
	<b>C-6</b>	<b>C-7</b>	0'67	20'74
		<b>C-8</b>	6'34	20'74
		<b>&gt; C-8</b>	5'67	20'74
	<b>C-7</b>	<b>C-8</b>	5'67	20'74
		<b>&gt; C-8</b>	5'00	20'74
	<b>C-8</b>	<b>&gt; C-8</b>	0'67	20'74

**TABLA 41:** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de la distribución de glucógeno de las diferentes cohortes según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

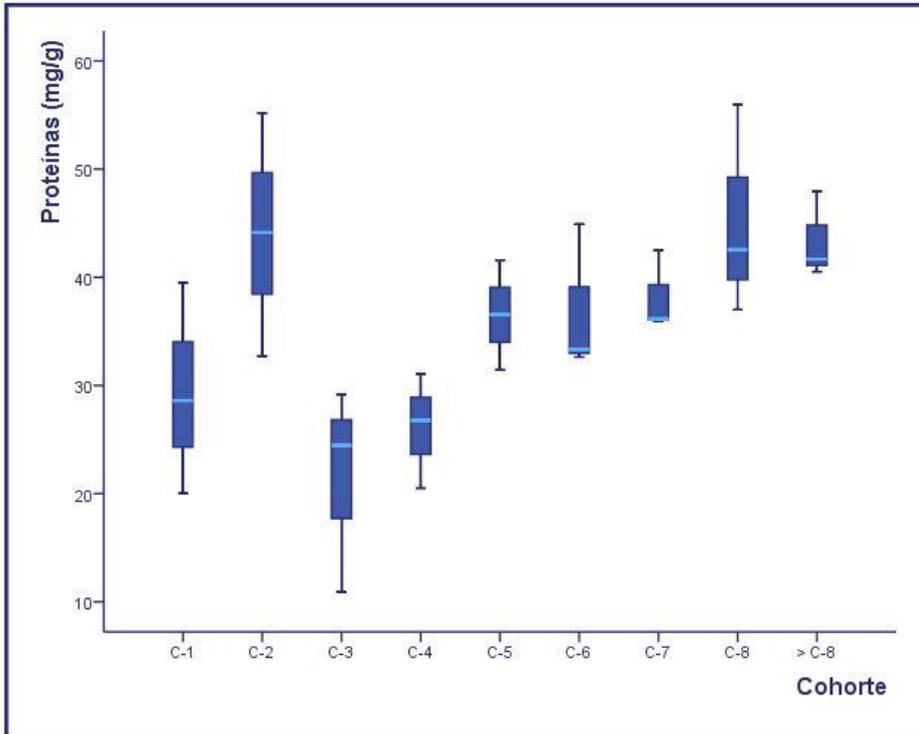
<b>Método de Dunn</b>				
<b>Indicadores metabólicos</b>	<b>Cohortes</b>		<b><math> \overline{R}_u - \overline{R}_v </math></b>	<b>DMS</b>
<b>Glucógeno (mg/g)</b>	<b>C-1</b>	<b>C-2</b>	2'34	20'74
		<b>C-3</b>	1'66	20'74
		<b>C-4</b>	4'66	20'74
		<b>C-5</b>	6'66	20'74
		<b>C-6</b>	14'34	20'74
		<b>C-7</b>	12'34	20'74
		<b>C-8</b>	10'17	20'74
		<b>&gt; C-8</b>	6'84	20'74

**TABLA 41 (CONT.):** Determinación de la existencia de diferencias significativas en los valores de la distribución de glucógeno de las diferentes cohortes según el Método de Dunn (el color rojo indica la existencia de diferencias significativas).

Método de Dunn						
Indicadores metabólicos	Cohortes			$ R_u - R_v $		DMS
Glucógeno (mg/g)	C-2	C-3	✓	4'00	✓	20'74
		C-4	✓	7'00	✓	20'74
		C-5	✓	9'00	✓	20'74
		C-6	✓	12'00	✓	20'74
		C-7	✓	10'00	✓	20'74
		C-8	✓	7'83	✓	20'74
		> C-8	✓	4'50	✓	20'74
		C-3	C-4	✓	3'00	✓
		C-5	✓	5'00	✓	20'74
		C-6	✓	16'00	✓	20'74
		C-7	✓	14'00	✓	20'74
		C-8	✓	11'83	✓	20'74
		> C-8	✓	8'50	✓	20'74
	C-4	C-5	✓	2'00	✓	20'74
		C-6	✓	19'00	✓	20'74
		C-7	✓	17'00	✓	20'74
		C-8	✓	14'83	✓	20'74
		> C-8	✓	11'5	✓	20'74
	C-5	C-6	✓	21'00	✓	20'74
		C-7	✓	19'00	✓	20'74
		C-8	✓	16'83	✓	20'74
		> C-8	✓	13'50	✓	20'74
	C-6	C-7	✓	2'00	✓	20'74
		C-8	✓	4'17	✓	20'74
		> C-8	✓	7'50	✓	20'74
	C-7	C-8	✓	2'17	✓	20'74
		> C-8	✓	5'50	✓	20'74
	C-8	> C-8	✓	3'33	✓	20'74

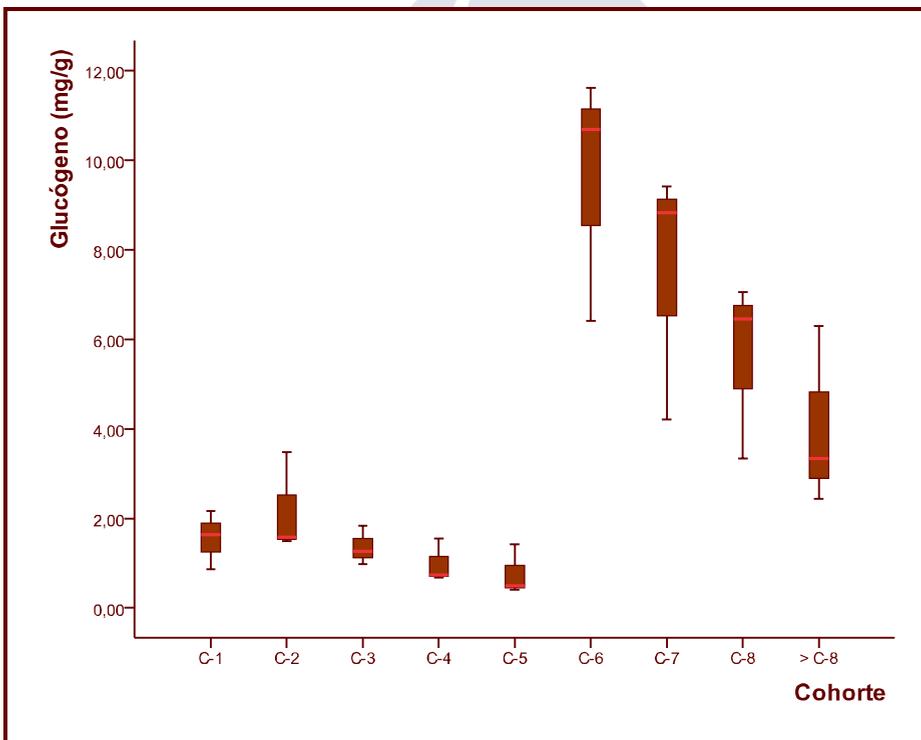
Así mismo, las diferencias entre las distintas cohortes también aparecen representadas gráficamente en las figuras que se muestran a continuación, puesto que estadísticamente fueron imposibles de obtener con claridad.

Llama la atención el incremento en la cantidad de proteínas que tiene lugar entre las dos primeras cohortes (fig. 85), el cual es seguido por un notable descenso en la cohorte 3. A partir de este momento, la cantidad de proteínas que hay en los tejidos branquiales y pedales de *C. fluminea* tiende a aumentar progresivamente a lo largo del resto de su ciclo vital.



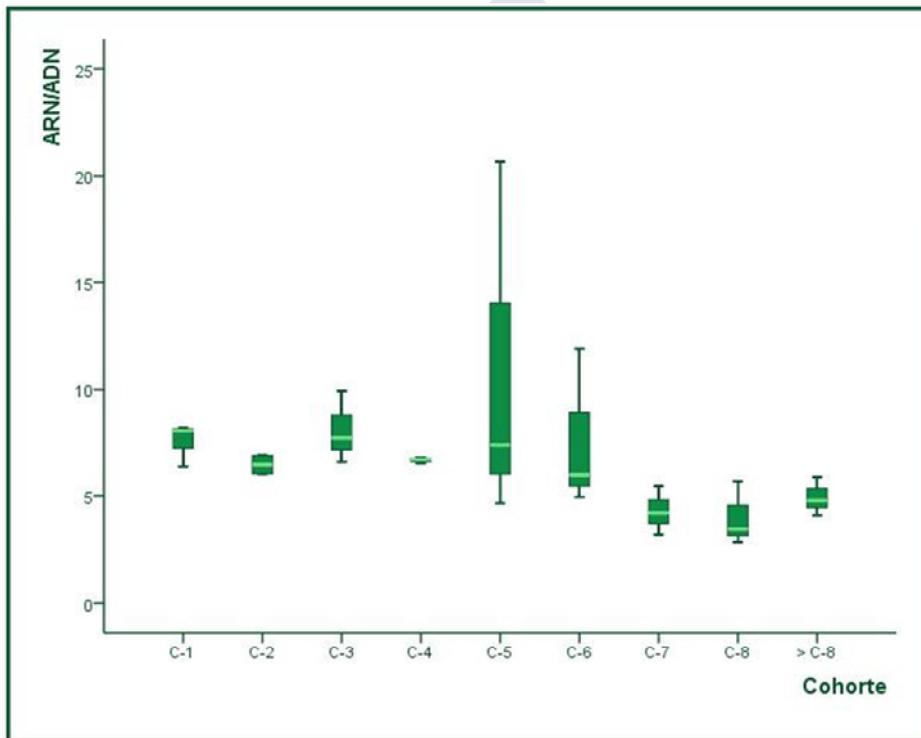
**FIGURA 85:** Diagrama de cajas de los niveles medios de proteínas (mg/g) en función de las cohortes poblacionales de *C. fluminea* determinadas en Camping.

Con respecto al glucógeno resalta el enorme aumento que se observa en la cohorte 6 (fig. 86), que da lugar a la existencia de dos grupos bien diferenciados en el ciclo vital de *C. fluminea* en cuanto al contenido en glucógeno de sus branquias y pie. De esta manera, durante las primeras etapas de su vida (C-1 a C-5) el contenido en glucógeno en esos tejidos es relativamente bajo (0'77-2'18 mg/g), mientras que en sus últimas etapas es claramente superior (4'03-9'57 mg/g). Posteriormente estos dos grupos no han sido diferenciados estadísticamente debido a la elevada variabilidad que presentan nuestros datos a partir de dicha cohorte y al pequeño tamaño muestral, que podrían estar sesgando los resultados obtenidos.



**FIGURA 86:** Diagrama de cajas de los niveles medios de glucógeno (mg/g) en función de las cohortes poblacionales de *C. fluminea* determinadas en Camping.

En lo que respecta a la relación ARN/ADN el diagrama de cajas (fig. 87) muestra una gran variabilidad, sobre todo en las cohortes C-5 y C-6, lo que explicaría la ausencia de diferencias estadísticamente significativas al comparar la distribución de la relación ARN/ADN entre las distintas cohortes (tabla 39). Además, se puede ver que durante las primeras etapas de su vida (C-1 a C-4) esta relación se mantiene en torno a un mismo valor (40 mg/g), y que ésta va cambiando sin un patrón aparente a medida que los individuos llegan a cierto tamaño (C-5).



**FIGURA 87:** Diagrama de cajas de los niveles medios de la relación ARN/ADN en función de las cohortes poblacionales de *C. fluminea* determinadas en Camping.

Los resultados de los análisis bioquímicos expuestos en la tabla 31 y en las figuras 85 y 86 muestran que durante el ciclo vital de esta especie el principal componente bioquímico de sus branquias y pie son las proteínas. El mayor contenido en proteínas fue registrado en la C-8 (45'17 mg/g) y el menor en la C-3 (21'53 mg/g). La evolución del contenido en proteínas y glucógeno a lo largo del ciclo vital de *C. fluminea* sigue caminos inversos a partir de la cohorte C-3. Las proteínas aumentan progresivamente en sus tejidos branquiales o pedales hasta la C-8, sin embargo el glucógeno disminuye de la C-3 a la C-5, y sufre un fuerte incremento en la C-6. A partir de este momento la cantidad de glucógeno disminuye progresivamente. La menor cantidad de glucógeno fue observada en la C-5 (0'77 mg/g) y la mayor en la C-6 (9'57 mg/g).

En cuanto a la relación ARN/ADN, el valor más alto (10'91 mg/g) corresponde a la cohorte C-5, y el más bajo (3'99 mg/g) a la cohorte C-8. Teniendo en cuenta que el contenido de ADN por célula viable permanece más o menos constante a pesar de las variaciones de las condiciones ambientales, y que la concentración de ARN está directamente relacionada con la síntesis activa de proteínas, cabría esperar que la evolución de ambos biomarcadores fuera similar. Sin embargo en este trabajo sucede todo lo contrario, por lo que es destacable el hecho de que en las primeras cohortes de *C. fluminea* las relaciones ARN/ADN son elevadas, probablemente debido a que durante las primeras etapas de su ciclo vital esta especie sufre un crecimiento exponencial que da lugar a una gran síntesis de proteínas estructurales. Y por el contrario, en las cohortes que engloban a los individuos de mayor tamaño estas relaciones son bastante menores, lo que podría ser explicado por su crecimiento ya que se ve retardado a medida que su edad avanza, siendo la síntesis proteica menor.





**DISCUSIÓN**



## DISCUSIÓN

En el río Miño solo tenemos conocimiento de la existencia de seis trabajos relacionados directamente con el estudio poblacional de *C. fluminea*: JIMÉNEZ (2004), que aporta datos sobre biología reproductora y desarrollo de las cohortes larvianas, y SOUSA *et al.* (2005, 2008a, b, c, d, e) que tratan diferentes aspectos de la dinámica poblacional de esta especie. Otro trabajo (SOUSA *et al.*, 2007a) ofrece datos parciales sobre las densidades y biomásas de esta especie en el río Miño.

Por otro lado, conviene indicar aquí que en este trabajo iniciamos los muestreos en el río Miño en septiembre de 2005, justo tras una prolongada y fuerte ola de calor, también registrada por otros investigadores (SOUSA *et al.*, 2007b, 2008c, d; ILARRI *et al.*, 2011), que causó una elevada mortalidad en la población de *C. fluminea*, por lo que durante los primeros meses de muestreo observamos una gran abundancia de conchas vacías de todos los tamaños y en todas las estaciones de muestreo. Este es un hecho que hay que tener presente a la hora de interpretar los resultados, ya que desconocemos sus efectos sobre las diferentes clases de edad de la población.

- **Fisicoquímica**

La caracterización fisicoquímica de las estaciones de muestreo reveló la existencia de un patrón espacial en el estuario del río Miño identificando dos áreas principales, que se distribuyen desde la parte más alta hasta la más baja y próxima al mar. La primera de ellas tiene sustratos de grava con depósitos finos y un alto contenido orgánico, mientras que la segunda, que muestra una mayor influencia de las mareas, presenta sustratos más arenosos y con un menor contenido de materia orgánica. Este patrón espacial está en concordancia con estudios anteriores llevados a cabo la zona (SOUSA *et al.*, 2008e).

- **Tamaño de los individuos**

↳ Distribución del tamaño medio de los individuos y su relación con el sustrato

El tamaño medio de los individuos recogidos varía entre 14'37 y 21'84 mm según las diferentes estaciones, siendo Tamuxe la que presenta el mayor tamaño medio durante todo el período de muestreo. Para el tramo inferior del río Miño la longitud media de los individuos es de 18'07 mm. La estación superior y la inferior presentan las mayores tallas medias, lo que difiere de las observaciones realizadas en el río Miño por SOUSA *et al.* (2008e), que hallan mayores tallas medias en las estaciones de la parte superior y menores en las situadas aguas abajo. Este patrón de distribución no es corroborado por la bibliografía que, por otra banda, muestra que la distribución de *C. fluminea* en el cauce depende principalmente de la granulometría del sustrato y su estabilidad, y de la disponibilidad de alimento, aspectos ambos relacionados con el caudal y la velocidad de la corriente (McMAHON, 1983; BELANGUER *et al.*, 1985; LEFF *et al.*, 1990; BLALOCK & HEROD, 1999; HAKENKAMP *et al.*, 2001; BROWN *et al.*, 2007; SCHMIDLIN & BAUR, 2007; SOUSA *et al.*, 2007a). El río Miño se caracteriza por presentar numerosos embalses que regulan fuertemente su caudal, siendo el de A Frieira el primero que encontramos aguas arriba del estuario. Los cambios en la velocidad de corriente debidos a la apertura de este embalse provocan la inestabilidad en los sedimentos del fondo en el tramo estudiado, ocasionando el transporte de grandes cantidades de arena y, paralelamente, el arrastre de individuos de *C. fluminea* que son acumulados en las zonas más protegidas aguas abajo. Es por esto que la existencia de un sustrato más estable, debido a la situación protegida que presentan las estaciones Tamuxe y Páramos, puede explicar las diferencias observadas con relación a lo descrito por SOUSA *et al.* (2008e).

### ↳ Tamaño máximo

En los datos obtenidos en este estudio el tamaño máximo alcanzado por los ejemplares de *C. fluminea* es de 39'44 mm (Tamuxe, mes de agosto) superando siempre los 20 mm de longitud media, excepto en la estación de Camping. A pesar de que la especie puede alcanzar un tamaño máximo de 50-65 mm (HALL, 1984; SOUSA *et al.*, 2006b; BERAN, 2006), nuestros datos se encuentran dentro del rango (14'74-46 mm) citado por la mayoría de autores (SINCLAIR & ISOM, 1961; BICKEL, 1966; MORTON, 1977; ALDRIDGE & McMAHON, 1978; ENG, 1979; RODGERS *et al.*, 1979; SICKEL, 1979; DREIER & TRANQUILLI, 1981; ITUARTE, 1985; BRITTON & MORTON, 1986; McMAHON & WILLIAMS, 1986; WILLIAMS & McMAHON, 1986; STITES *et al.*, 1995; CATALDO & BOLTOVSKOY, 1999; CALLIL & MANSUR, 2002; JIMÉNEZ, 2004; RODRIGUES *et al.*, 2007; SOUSA *et al.*, 2008c; CAFFREY *et al.*, 2011; entre otros).

### ↳ Caso especial de la estación de muestreo de La Lenta

Una situación especial se puede observar en la isla de La Lenta donde se detectaron dos grupos de tamaño bien separados entre sí, de manera que casi no se recogieron individuos de tamaños comprendidos entre 16 y 21 mm. No existe un comportamiento similar en el resto de estaciones. Sin embargo, fenómenos semejantes han sido observados en el río Miño (SOUSA *et al.*, 2007a, 2008d) y también en otras poblaciones, donde el transporte de individuos adultos aguas abajo por efecto de la corriente supone un proceso de relativa importancia (ENG, 1979; WILLIAMS & McMAHON, 1986; PAYNE *et al.*, 1989; BOLTOVSKOY *et al.*, 1997; McMAHON, 2000; CATALDO *et al.*, 2001; MOUTHON, 2003; BROWN *et al.*, 2007). En particular, el estudio de PREZANT & CHALERMWAT (1984) pone de manifiesto que individuos con tallas superiores a los 14 mm presentan un sistema de migración activa aguas abajo estimulados, aparentemente, por el incremento de la velocidad de la corriente (WILLIAMS & McMAHON, 1989). Así, estos individuos distienden el pié y el sifón exhalante y

comienzan a segregar largos filamentos mucosos que permanecen unidos al animal, actuando como “vela”, de forma que es arrastrado por la corriente entre dos aguas mientras deriva aguas abajo. Estudios sobre la hidrodinámica sedimentaria del estuario del Miño mediante simulación por ordenador (SANTOS-ARRISCADO, 2009; BALSINHA *et al.*, 2011) muestran que, dependiendo del caudal y de la intensidad de la marea, en esta zona se generan velocidades de corriente entre 0'5 y 1'4 m/s. La situación expuesta a la corriente que ocupa la zona de muestreo de La Lenta y el hecho de que en esta estación no se hallasen, durante todo el período de muestreo, los individuos de tallas comprendidas entre 16 y 21 mm podría ser explicado, por lo tanto, por esta “migración activa”. La resedimentación de estos organismos en zonas de baja velocidad de corriente hace que en estas áreas se acumulen individuos de las tallas menores de la población, aunque la consiguiente acumulación de materia orgánica en estas zonas y el consumo de oxígeno que supone su degradación puede favorecer, de nuevo, la migración de estos individuos en busca de áreas en mejores condiciones.

- **Densidad y biomasa**

- ↳ Valores

La comparación de los datos de densidad y biomasa obtenidos en el tramo inferior del río Miño con los de otros estudios llevados a cabo en la misma área, muestran que existe una gran variabilidad según el lugar de muestreo y la técnica empleada. Así, cuatro de las estaciones de muestreo visitadas por SOUSA *et al.* (2005) corresponden a las zonas del río Miño en las que se hallan ubicadas las estaciones Tamuxe, La Bohega, La lenta y Páramos; sin embargo, mientras sus datos de densidad y biomasa varían entre 80-4.130 Ind./m<sup>2</sup> y 8'53-249'62 g AFDW/m<sup>2</sup>, respectivamente, los nuestros lo hacen entre 92'34-169'94 Ind./m<sup>2</sup> y 1'96-6'88 g AFDW/m<sup>2</sup>. Este hecho también

puede ser debido, al menos en parte, al efecto de la ya comentada ola de calor del 2005, ya que estos autores comienzan los muestreos en el año 2004, y en un trabajo posterior (SOUSA *et al.*, 2008c) se observa claramente cómo tanto la densidad como la biomasa disminuyen drásticamente durante el verano de 2005, aunque no dan nuevos datos al respecto.

#### ↳ Variación mensual

La irregularidad intermensual que observamos en los valores de densidad y biomasa de *C. fluminea* en cada estación de muestreo puede asimismo estar indicando la existencia de movimientos de gran cantidad de individuos entre los distintos áreas del estuario, lo que apoya la interpretación anterior de los datos en La Lenta.

#### ↳ Densidad

Con respecto a trabajos realizados en otros ríos, los valores de densidad obtenidos en este estudio (21'64 – 169'94 Ind./m<sup>2</sup>, media: 106'82 Ind./m<sup>2</sup>) son similares a los de otros de áreas geográficas muy dispares (PAYNE *et al.*, 1989; STITES *et al.*, 1995; BLALOCK & HEROD, 1999; CAMACHO & ANDREOLI, 2002; MORGAN *et al.*, 2003; BROWN *et al.*, 2007). No obstante, la bibliografía muestra que la densidad puede variar ampliamente, tanto entre los ríos como entre las diferentes estaciones de un mismo río, observándose valores que oscilan entre 1 y 11.482 Ind./m<sup>2</sup> (GARDNER *et al.*, 1976; DRESLER & CORY, 1980; CORREA *et al.*, 1992; BOLTOVSKOY *et al.*, 1993, 1995; PHELPS, 1994; CATALDO & BOLTOVSKOY, 1999; MOUTHON, 2001a, b, 2003; MORGAN *et al.*, 2003; RODRÍGUEZ & ENTRAIGAS, 2004; BÓDIS, 2007; BROWN *et al.*, 2007; SURIANI *et al.*, 2007; ELLIOTT & ERMGASSEN, 2008; PÉREZ-BOTE, 2008; CAFFREY *et al.*, 2011), alcanzando en algunos casos valores máximos de hasta 23.275 Ind./m<sup>2</sup>

(MORGAN *et al.*, 2003) o incluso más de 131.000 Ind./m<sup>2</sup> (SINCLAIR, 1971b; ENG, 1979).

Por otro lado, en el muestreo del mes de enero correspondiente a las estaciones de Páramos y La Bohega se observa un incremento notable en la densidad poblacional, que puede ser debida a la situación protegida que, como ya se comentó, ocupa la zona de muestreo (área de depósito de materiales) en estas estaciones, lo que favorece que los individuos arrastrados aguas abajo sean acumulados en estas zonas. Por el contrario, la zona de muestreo de La Lenta está siempre expuesta y el sustrato es más inestable (al encontrarse en el extremo superior de la isla y en la parte interna del canal del río), lo que constituye un hábitat más desfavorable, especialmente para las larvas y los juveniles, lo que puede estar motivando la migración activa, ya comentada, de parte de la población.

#### ↳ Biomasa

En cuanto a la biomasa, nuestros datos (0'28-6'88 g AFDW/m<sup>2</sup>, media: 3'78 g AFDW/m<sup>2</sup>) son semejantes a los obtenidos por BROWN *et al.* (2007) en el río Joaquín (California), que varían entre 0'03-15'26 g AFDW/m<sup>2</sup>. Sin embargo, la comparación con otros datos de la bibliografía muestra que, como ocurría en el caso de la densidad, también existe una amplia variabilidad en este parámetro (McMAHON, 1983; McMAHON & WILLIAMS, 1986; PHELPS, 1994; MEISTER, 1997; ORTMANN & GRIESHABER, 2003; LÓPEZ *et al.*, 2006; BÓDIS, 2007; SOUSA *et al.*, 2005, 2007a, b; entre otros).

Por otro lado, según la bibliografía (PHELPS, 1994) esta especie sufre un descenso poblacional después de la primera fase de invasión, en la que crece muy rápidamente. Sin embargo, esta no parece ser la situación del estuario del río Miño, donde la población de *C. fluminea* ha persistido con elevadas densidades en los últimos 20 años (ARAUJO *et al.*, 1993; SOUSA *et al.*, 2008e; observación personal durante el presente estudio).

- **Relación entre la densidad, biomasa y factores fisicoquímicos**

El estudio de la relación existente entre los distintos parámetros biológicos y fisicoquímicos muestra que la densidad se encuentra significativamente correlacionada con la proporción de grava fina, arena gruesa y arena fina del sustrato, y con la cantidad de clorofila que contiene el agua. Esto quiere decir que en el estuario del río Miño la distribución de *C. fluminea* depende sobre todo de la granulometría del sustrato - y de su estabilidad, tal y como hemos comentado anteriormente - y de la disponibilidad de alimento, observaciones reflejadas también por numerosos autores (McMAHON, 1983; BELANGUER *et al.*, 1985; LEFF *et al.*, 1990; BLALOCK & HEROD, 1999; HAKENKAMP *et al.*, 2001; BROWN *et al.*, 2007; SOUSA *et al.*, 2008e).

#### ↳ Sustrato

Un factor importante en la distribución de las especies bentónicas, incluidos los bivalvos, son las características del sedimento (MELLINA & RASMUSSEN, 1994; BYERES, 2002; JONES & RICCIARDI, 2005), y son varios los autores que han resaltado su importancia en la dinámica poblacional de *C. fluminea* y en el éxito de su invasión (SICKEL & BURBANK, 1974; ENG, 1979; GRANEY *et al.*, 1980; McMAHON, 1983; BELANGER *et al.*, 1985; ITUARTE, 1994; SOUSA *et al.*, 2008e). De hecho, *C. fluminea* parece ser capaz de vivir en una amplia variedad de sustratos pero alcanza su mayor densidad poblacional y el mayor éxito invasivo en los sustratos bien oxigenados, tales como la arena gruesa, la grava o una mezcla de ambos (RINNE, 1974; ALDRIDGE & McMAHON, 1978; ENG, 1979; CHERRY *et al.*, 1980; McMAHON, 1983; STRAYER, 1999; SURIANI *et al.*, 2007; CAFFREY *et al.*, 2011). En el presente estudio hemos constatado mediante los modelos de regresión lineal que las mayores densidades de *C. fluminea* en el estuario del río Miño se producen también en aquellos sustratos que presentan una mayor cantidad de grava fina o arena gruesa, y en aquellos que muestran una menor proporción de la fracción de

arena fina. Por lo tanto, este hecho puede estar relacionado con la capacidad de respiración de esta especie, debido a que en los sustratos de gravas y arenas gruesas la circulación del agua entre sus intersticios es mejor que en los sustratos de arenas finas, presentando así aguas más oxigenadas que permiten que *C. fluminea* alcance mayores tasas de respiración y, en consecuencia, una mayor invasión de esos sustratos. Por otro lado, este hecho también le permitiría obtener una mayor cantidad de alimento al filtrar esas aguas, sufriendo así un crecimiento más rápido que favorecería todavía más sus procesos de invasión. Esta hipótesis es apoyada por la bibliografía ya que, tal y como dice McMAHON (2002), *C. fluminea* presenta unas altas tasas de filtración y asimilación que le permiten crecer muy rápidamente porque la mayor parte de la energía obtenida la destina al crecimiento y a la reproducción.

#### ↳ Clorofila y materia orgánica

Los modelos también mostraron que las densidades de *C. fluminea* en el estuario del río Miño aumentan al aumentar la cantidad de clorofila presente en el agua y al disminuir la proporción de materia orgánica contenida en el sedimento. Este hecho puede ser indicativo de que este bivalvo se comporta más como una especie filtradora que como colectora de sedimento. Además, los sustratos que presentan una alta proporción de materia orgánica pueden generar fuertes condiciones de anoxia - debido a la degradación de estos materiales - y un aumento en las concentraciones de sulfuro de hidrógeno, lo que provocaría la emigración de la fauna bentónica que los habita o incluso su muerte. Asimismo, la bibliografía consultada muestra que las densidades poblacionales de *C. fluminea* se ven afectadas por estos factores abióticos (McMAHON, 1991; JOHNSON & McMAHON, 1998; MATTHEWS & McMAHON, 1999; McMAHON, 2002; SOUSA *et al.*, 2008e; ILARRI *et al.*, 2011). Por lo tanto, la disminución de la densidad de *C. fluminea* en los sustratos del río Miño que tienen una mayor cantidad de materia orgánica, podría ser debida a esas

condiciones anóxicas al provocar una disminución de su tasa de respiración, lo que reafirmaría las ideas expuestas en el párrafo anterior.

- **Reclutamiento e identificación de las cohortes**

En cuanto al período de reclutamiento, y como comentamos ampliamente en el capítulo introductorio, la mayor parte de los estudios realizados incluyen solo dos períodos anuales, uno primaveral y otro otoñal. Este parece ser el caso, también, en este trabajo. No diferenciamos claramente dos períodos de reclutamiento por carecer de los individuos de menor tamaño, pero las coincidencias con el estudio realizado por JIMÉNEZ (2004) en cuanto al estado de gravidez de los ejemplares recolectados indica que la población de *C. fluminea* del río Miño presenta dos períodos de reclutamiento anuales; además este también es el caso de las cercanas poblaciones francesas (MOUTHON, 2001b, 2003) e inglesas (MORGAN *et al.* 2003), aunque, SOUSA *et al.* (2008d) no son capaces de identificar un período de reclutamiento claro en el río Miño.

En este trabajo, realizado con las muestras tomadas entre septiembre de 2005 y agosto de 2006, identificamos 9 cohortes de *C. fluminea* en el estuario del río Miño, de las que solo la C-3 (véase figura 66) fue seguida de forma continua entre los distintos meses, mientras que en el resto hubo meses en los que el análisis no permitió su identificación. El programa utilizado mostró varios casos en los que la longitud media de una cohorte en un mes concreto parece ser menor que la del mes anterior, cuando en realidad lo que sucede es que dentro de los límites superior e inferior de las clases de tamaño que engloban la cohorte, varía la proporción de individuos de una clase de tamaño determinada, por lo que el programa desplaza el valor de la media ajustándola a un valor inferior. Por otro lado, la determinación del crecimiento de las cohortes de más edad presenta un problema de solapamiento que dificulta su separación, a lo que hay que añadir que, en ocasiones, las muestras presentan

pocos ejemplares de estas cohortes, por lo que las medias no están bien diferenciadas. En estos casos el programa establece un valor medio que integra a los ejemplares mayores, posiblemente juntando distintas cohortes. Además, hay meses en los que la cohorte está representada por muy pocos ejemplares (o ninguno) y el método de Bhattacharya no la estima.

En líneas generales, prácticamente todas las cohortes del estuario del río Miño crecen más rápidamente en las estaciones cálidas (finales de la primavera, verano y principios de otoño) que en las estaciones frías (invierno-principio de primavera). Este patrón de crecimiento coincide con la mayoría de los estudios realizados sobre esta especie, de manera que parece ser el patrón normal (MORTON, 1977; ALDRIDGE & McMAHON, 1978; BRITTON *et al.*, 1979; ENG, 1979; MATTICE, 1979; BUTTNER & HEIDINGER, 1980; McMAHON, 1983; WELCH & JOY, 1984; ITUARTE, 1985; JOY, 1985; MATTICE & WRIGHT, 1986; McMAHON & WILLIAMS, 1986; WILLIAMS & McMAHON, 1986; DOHERTY *et al.*, 1987; FRENCH & SCHLOESSER, 1991; STITES *et al.*, 1995; MOUTHON, 2001b; MORGAN *et al.*, 2003; JIMÉNEZ, 2004). La disminución del ritmo de crecimiento en las estaciones frías es especialmente notoria durante los meses en los que la temperatura del agua cae por debajo de los 10 °C, dato muy similar al observado por varios autores tanto en Norteamérica como en Europa (ENG, 1979; HALL, 1984; WELCH & JOY, 1984; JOY, 1985; MATTICE & WRIGHT, 1986; McMAHON & WILLIAMS, 1986; STITES *et al.*, 1995; MOUTHON, 2001a, b; JIMÉNEZ, 2004). El escaso crecimiento primaveral que observamos en el Miño puede ser debido a la desviación de la energía obtenida por el alimento hacia la actividad reproductora, como indican numerosos autores (BRITTON & MORTON, 1982; KRAEMER & GALLOWAY, 1986; WILLIAMS & McMAHON, 1986; DOHERTY *et al.*, 1987; CATALDO & BOLTOVSKOY, 1999; MOUTHON, 2001b), aunque según SOUSA *et al.* (2008a), las elevadas tasas de asimilación de esta especie en el río Miño le permitirían destinar a la reproducción toda la energía necesaria sin que afectase al crecimiento.

Anteriormente se comentó la existencia de un transporte “activo” aguas abajo de individuos correspondientes a determinadas tallas de la población; existe también un transporte “pasivo” de individuos de tallas grandes (durante las avenidas), así como de larvas y juveniles que, suspendidos en la columna de agua, derivan río abajo. Por otro lado, VOELZ *et al.* (1998) han determinado que esta especie puede moverse aguas arriba por su propia voluntad, además, y especialmente durante las pleamares de las mareas vivas que coinciden con un caudal fluvial bajo (SANTOS-ARRISCADO, 2011), se generan corrientes de agua debidas a los movimientos de marea que también pueden dispersar a estos bivalvos, particularmente a las formas juveniles, aguas arriba (FIGUEROLA & GREEN, 2002). El resultado final de estos procesos es un movimiento continuo de individuos de las zonas altas del río hacia las bajas y, por lo tanto, no podemos hablar de una población cerrada. En el estudio que realizamos por separado en Páramos, Camping y La Bohega también observamos este proceso. Así, la distribución por clases de tamaño en Páramos y Camping (figs. 69 y 73) está dominada por los individuos de mayor talla, mientras que en La Bohega (fig. 77) son los individuos de menor tamaño los más abundantes. MOUTHON (2003) observa esta misma situación en dos ríos franceses (Ródano y Saona) en los que la presencia de *C. fluminea* en la parte baja está asegurada por el reclutamiento de los individuos que derivan desde la parte superior. De esta forma, tenemos individuos de diferentes tallas derivando aguas abajo y mezclándose con los que forman la población “estable” de esas zonas. Esto introduce un ruido en la discriminación de las cohortes en las estaciones situadas en esas áreas, ya que aumenta la proporción de determinadas tallas, de forma que se seleccionan los individuos que van a formar parte de la cohorte mediante el método de Bhattacharya, obtenemos una media diferente (superior o inferior) a la que le correspondería, dificultando así la identificación de la cohorte (ya que las nuevas medias pueden sugerir la presencia de cohortes intermedias) y, en última instancia, la edad de los individuos.

- **Crecimiento**

Normalmente se ha aplicado el modelo de von Bertalanffy para estimar la curva de crecimiento teórica de las poblaciones de *C. fluminea* (MORTON, 1977; ITUARTE, 1985; STITES *et al.*, 1995; DARRIGRAN & MAROÑAS, 1989; CATALDO & BOLTOVSKOY, 1999), así como de otras especies de bivalvos (BORDA & CRUZ, 2004; MARCANO *et al.* 2005; entre otros). En este proceso, los datos de longitud-frecuencia suelen ser la fuente para obtener la información básica requerida para estimar y gestionar estas poblaciones. Nosotros utilizamos el programa FISAT II, que presenta un conjunto de rutinas que permiten realizar los cálculos estadísticos necesarios para estimar la curva de crecimiento estacionalizada de von Bertalanffy (ECEVB) a partir de datos de longitud-frecuencia, y que está siendo usado ampliamente en este tipo de estudios.

**TABLA 42:** Parámetros poblacionales de *C. fluminea* obtenidos por diferentes autores

(\*Los valores entre paréntesis se encuentran influenciados por contaminación térmica. \*\* Los valores de *k* sin paréntesis se refieren a datos de primavera-verano, con paréntesis a otoño-invierno.).

Referencia bibliográfica	Tª media anual (°C)	Rango de Tª (°C)	Nº de eventos reproductivos por año	<i>k</i>	LÔ (mm)	Longevidad (años)	Tamaño (mm)		
							1º Año	2º Año	3º Año
Sinclair & Isom (1961)					30		10		
Bickel (1966)			1		22		10 - 12		
Morton (1977)	23'75	15 - 32	2	0'34	35	3-4	14	21	24
Aldridge & McMahon (1978)	21'25	11 - 33	2		45	2	29		
Eng (1979)	17'25	6 - 27	2	0'386	37'75	4	10 - 19	22 - 25	28'6
Rodgers <i>et al.</i> (1979)	14	0 - 33			>28	2+	13'5		
Sickel (1979)	20'4	12 - 28'7	2		30	2	14	22	
Dreier & Tranquilli (1981)*	21'8	8-30 (10-40)	2 (2)		36 (40)	4 (4)	18 (21)	28 (31)	32 (36)
Ituarte (1985)**	19'79	1 - 29	1	0'13 (0'07)	31'6	4	15 - 17	24 - 25	30
Britton & Morton (1986)	22'79	10 - 32	2		33	3	11 - 16	18 - 27	28-32
McMahon & Williams (1986)	20'33	2'6 - 34'2	2		45	3-4	20		
Williams & McMahon (1986)	18	6'7 - 33	2		46	3	19 - 21	35'7	46
Darrigran & Maroñas (1989)			3	0'377	41'99				
Hornbach (1992)	14'725	0 - 26'5	1		37'7	2-3	11'1	17.6	
Cataldo & Boltovskoy (1999)	20	11 - 28	1	0'65	32	4	15	24	28
Mouthon (2001a)	15	0'5 - 27	2			5	7'5	13'5	18'5
Jiménez (2004)	14'6	8'9 - 22'1	2		32	2			
Sousa <i>et al.</i> (2008c)	17	7'4 - 28'8	2	0'68	49'8	2-3			
Este estudio	15'03	7'3 - 25	2	0'48	41'5	7	8'55	14'78	19'85

La tabla 42 resume las investigaciones que incluyen datos sobre el crecimiento y longevidad de las poblaciones de *C. fluminea* en distintos países. Esta tabla muestra que existe una amplia variación en cuanto a los parámetros poblacionales estimados. Aún cuando algunos de esos resultados puedan estar sesgados debido a muestreos inadecuados o interpretaciones defectuosas, es obvio que las estrategias vitales de esta especie son muy variables. Las distancias genéticas pueden explicar algunas de las diferencias, pero es muy probable que el papel principal corresponda a los factores ambientales. Para el conjunto de datos correspondiente a todas las estaciones de muestreo del tramo internacional del río Miño, los parámetros obtenidos en este estudio son los siguientes:  $L_{\infty} = 41.5$ ;  $k = 0.48$  mm/año;  $C = 0.7$ , lo que corresponde a una estacionalidad acusada; y  $WP = 0.17$ , lo que corresponde a un crecimiento mínimo centrado en el mes de febrero. El crecimiento anual (tabla 24) varía entre 1.85 y 11.59 mm/año, según la cohorte; estos valores son similares a los observados también en otras poblaciones de *C. fluminea*, como las del río Saona y Ródano (MOUTHON, 2001a, b, 2003) y en otras áreas geográficas (véase tabla 42) y, por lo tanto, están dentro del rango que presentan otras poblaciones de esta especie.

Utilizando el parámetro Phi prima ( $\Phi'$ ) podemos comparar diferentes curvas de crecimiento de *C. fluminea* estimadas en otros estudios y en diferentes localidades (MUNRO & PAULY, 1983; PAULY & MUNRO, 1984). Esta prueba sugiere que el desarrollo del crecimiento está reflejado por  $\Phi' = \log_{10} k + 2 \log_{10} L_{\infty}$ . Los resultados indican que el valor de  $\Phi'$  en nuestro trabajo es muy parecido a los calculados a partir de los datos de otros autores (tabla 43), salvo en el caso de SOUSA *et al.* (2008), donde esta relación es claramente superior a la media.

**TABLA 43:** Parámetros de crecimiento de *C. fluminea* estimados por diferentes autores en distintas localidades (\*\* Los valores de  $k$  sin paréntesis se refieren a datos de primavera-verano, con paréntesis a otoño-inverno).

Referencia bibliográfica	$L_0$	$k$	$\Phi'$	Localidad
Morton (1977)	35	0'34	2'620	Hong Kong
Eng (1979)	37'75	0'386	2'740	California
Ituarte (1985)**	31'6	0'13 (0'07)	2'113	Argentina
Darrigran & Maroñas (1989)	41'99	0'377	2'823	Uruguay
Cataldo & Boltovskoy (1999)	32	0'65	2'823	Argentina
Sousa <i>et al.</i> (2008)	49'8	0'68	3'227	Río Miño
Este estudio	41'5	0'48	2'917	Río Miño

La identificación y seguimiento de las cohortes, así como la determinación de la curva de crecimiento según el modelo de von Bertalanffy nos llevan a concluir que el ciclo vital de la población de *C. fluminea* en el tramo final del río Miño tiene una duración de 4-5 años. Esta longevidad está dentro del rango observado en la bibliografía que, en general, varía entre 1'5 y 7 años (HEINSOHN, 1958; SINCLAIR & ISOM, 1963; LÉVÉQUE, 1973; MATTICE & WRIGHT, 1986; DUBOIS, 1995; STITES *et al.*, 1995).

Como ya comentamos, SOUSA *et al.* (2008d) exponen los resultados de un estudio realizado en una zona próxima a la estación de Páramos, y por un período de tiempo coincidente con nuestras fechas de muestreo. Nuestros resultados en la estación Páramos difieren ligeramente de los observados por estos autores, principalmente en el valor del parámetro  $k$  [0'68 mm/año en SOUSA *et al.* (2008d) frente a 0'98 mm/año en este trabajo], pero también en el número de cohortes, ya que nosotros observamos nueve y ellos trece. Estas diferencias podrían deberse a la muestra, ya que estos autores utilizan una draga tipo Van Veen, obteniendo ejemplares de todas las tallas de la población pero también al hecho, ya tratado, de que los resultados pueden variar mucho dependiendo del lugar exacto donde se tomen las muestras.

### ↳ Efecto de la salinidad en el crecimiento

Por otro lado también hemos detectado que la salinidad afecta negativamente al crecimiento. McMAHON (2002) indica que, a pesar de ser una especie invasora, *C. fluminea* posee una resistencia fisiológica relativamente pobre a las variaciones de determinados factores abióticos. En nuestro caso observamos que existe un incremento de la salinidad entre las estaciones situadas aguas arriba y las situadas cerca de la desembocadura que se hace muy notable en estas últimas estaciones, concretamente en La Bohega y Tamuxe. Según la bibliografía consultada, la salinidad es el principal factor limitante de las invasiones de *C. fluminea* en los ecosistemas de desembocadura, de forma que repercute en el éxito y velocidad de invasión de estos ambientes, incluso si sus valores son bajos (MORTON, 1982, 1986; ITUARTE, 1994). A este respecto, algunos estudios establecen como valor límite una salinidad del 5 ‰ (HEINSOHN, 1958; DÍAZ, 1974; CARLTON, 1992; McMAHON, 2000). Este parámetro fisicoquímico, por tanto, puede estar limitando el crecimiento de *C. fluminea* en la zona cercana a la desembocadura del río Miño y provocando estas variaciones del parámetro  $k$  según la zona de muestreo. El estudio del crecimiento de esta especie en tres de las cinco estaciones de muestreo con distintos grados de salinidad en función de su proximidad a la desembocadura, muestra cómo el factor de crecimiento ( $k$ ) de cada estación va disminuyendo desde Páramos ( $k = 0'98$  mm/año) a Camping ( $k = 0'74$  mm/año) y hasta La Bohega ( $k = 0'5$  mm/año), inversamente al aumento de la salinidad. Por lo tanto, este resultado parece indicar que, efectivamente, la influencia de la salinidad es un factor de estrés que retarda el crecimiento de *C. fluminea* y, además, que los parámetros que definen el crecimiento de la población en la curva de von Bertalanffy dependen en gran medida de la representatividad de la muestra, pues varían notablemente entre cada estación y también dependiendo de si utilizamos los datos de una en concreto o de todas ellas.

- **Bioindicadores de reserva energética**

Aunque tratamos de relacionar, en lo posible, las variaciones halladas en proteínas, glucógeno y relación ARN/ADN, no es éste el fin de este estudio, sino, más bien, establecer unos niveles de base de estos parámetros para *C. fluminea* en condiciones naturales para el caso concreto del río Miño, de forma que sirvan como referencia para futuros estudios en esta o en otras cuencas.

La respuesta de un organismo al estrés (natural o antrópico) debe ser considerada un componente normal de su metabolismo destinado a redireccionar aspectos metabólicos y elementos celulares para hacer frente a una situación desfavorable (PICKERING, 1981).

Existe mucha información sobre el uso de los moluscos bivalvos como especies indicadoras en la monitorización de contaminación acuática (VENIER *et al.*, 1997; FAYER *et al.*, 1998; LÓPEZ-BAREA & PUEYO, 1998; STUIJFZAND *et al.*, 1998; WILSON *et al.*, 1998; CAJARAVILLE *et al.*, 2000; FREIRE-SANTOS *et al.*, 2000; ACOSTA & LODEIROS, 2001, 2003, 2004; LE PENNEC & LE PENNEC, 2001; O'CONNOR, 2002; PRUSKI & DIXON, 2002; POMMEPUY *et al.*, 2004; BIGOT *et al.*, 2009; MARTINS *et al.*, 2009; JOVIĆ *et al.*, 2011; WAYKAR & DESHMUKH, 2012). *C. fluminea* es un buen ejemplo de ello ya que es considerada como una especie bioindicadora, tanto de contaminación orgánica y química como de origen fecal (BELL-McCAULOU, 1993; GRACZYK *et al.*, 1997; BILOS *et al.*, 1998; NARBONNE *et al.*, 1999; MILLER *et al.*, 2005; FEDATO *et al.*, 2010). En estos estudios ambientales el primer paso en el desarrollo de los métodos analíticos es el nivel intraespecífico, donde se encuentran los marcadores moleculares denominados genéricamente como biomarcadores. Por lo tanto, las variaciones de las condiciones ambientales de los diferentes hábitats, ya sean debidas a la propia naturaleza del ecosistema o a la intervención del ser humano, estarían relacionadas con los cambios en ciertos biomarcadores moleculares de los

organismos, como por ejemplo los niveles de proteínas, lípidos, hidratos de carbono (especialmente los de glucógeno), ácidos nucleicos, etc. (HAINES, 1980; HAMBURGER *et al.*, 1995; URRUTIA *et al.*, 1999; HAMBURGER *et al.*, 2000; ACOSTA & LODEIROS, 2001; CHOI *et al.*, 2001; URRUTIA *et al.*, 2001; OJEA *et al.*, 2002; OKOMURA *et al.*, 2002; ACOSTA & LODEIROS, 2003; ROSA & NUNES, 2003; ACOSTA & LODEIROS, 2004; CHÍCHARO & CHÍCHARO, 2008; KOOP *et al.*, 2008). Además, el estudio de las variaciones temporales o espaciales de estos biomarcadores de reserva energética a lo largo del ciclo vital ha permitido determinar el estado metabólico de determinadas especies de bivalvos, fundamentalmente marinas (GALAP *et al.*, 1997; LIU *et al.*, 2008), pero también de especies de agua dulce, como *C. fluminea* (VIDAL *et al.*, 2002). Sin embargo, en la actualidad no existe ningún estudio sobre los cambios que sufren estos biomarcadores a lo largo del ciclo vital de *C. fluminea*.

El crecimiento y el ciclo reproductivo de los bivalvos están estrechamente relacionados con los ciclos de almacenamiento y uso de nutrientes, y con factores ambientales como la temperatura y la disponibilidad de alimento (BAYNE, 1976; TAYLOR & VENN, 1979; GABBOT, 1983; COSTA MUNIZ *et al.*, 1986; FERNANDEZ CASTRO & VIDO DE MATTIO, 1987; STARR *et al.*, 1990; RUIZ *et al.*, 1992b; MASSAPINA *et al.*, 1999; BERTHELIN *et al.*, 2000; PARK *et al.*, 2001; CAMACHO *et al.*, 2003; PAZOS *et al.*, 2003; OJEA *et al.*, 2004; DRIDI *et al.*, 2007; YAN *et al.*, 2010). El efecto de estas dos variables ambientales es complejo y depende de la adquisición y gasto de la energía de los bivalvos en el medio natural. El superávit de energía es destinado al crecimiento somático y al desarrollo gonadal (BAYNE & NEWELL, 1983).

Los cambios estacionales en la composición bioquímica de los bivalvos han sido ampliamente estudiados en sus hábitats naturales (ANSELL, 1974a; WALNE & MANN, 1975; ANSELL *et al.*, 1980; ZANDEE *et al.*, 1980; BARBER & BLAKE, 1981; ROBERT *et al.*, 1993; PAZOS *et al.*, 2007; YAN *et al.*, 2010; HAMDANI & SOLTANI-MAZOUNI, 2011). Por lo general, los cambios que se producen en cada

componente bioquímico están estrechamente ligados al estado de madurez sexual del bivalvo, y con el suministro de energía, ya sea obtenido directamente a partir del alimento ingerido o de las reservas almacenadas previamente (NAVARRO *et al.*, 1989; YAN *et al.*, 2010).

#### ↳ Proteínas y glucógeno

En los bivalvos adultos, la principal fuente de energía son los hidratos de carbono, principalmente el glucógeno, importantes tanto para la formación de los gametos como para la supervivencia del individuo durante el invierno o los períodos de estrés nutricional (DE ZWAAN & ZANDEE, 1972; GABBOTT, 1975; BENINGER & LUCAS, 1984; ROBERT *et al.*, 1993; GALAP *et al.*, 1997; LI *et al.*, 2000; PARK *et al.*, 2001; OJEA *et al.*, 2002; PÉREZ-CAMACHO *et al.*, 2003; LIU *et al.*, 2008). Según ROBERT *et al.*, 1993 el glucógeno representa aproximadamente el 50 % de los carbohidratos totales en los bivalvos adultos.

Así, en el trabajo realizado por PÉREZ-CAMACHO *et al.* (2003) en la Ría de Arousa (NO de España) con individuos adultos del bivalvo *Ruditapes decussatus* (Linnaeus, 1758) los autores observaron que cuando el balance energético era positivo, la cantidad de alimento consumido era suficiente para cubrir las necesidades energéticas, dejando así intactas o incluso incrementado las reservas de carbohidratos almacenadas previamente. Por el contrario, como observaron también GABBOTT (1975) y RODRÍGUEZ (2000), cuando el balance energético era negativo, el alimento consumido era insuficiente para satisfacer las demandas energéticas y este bivalvo utilizaba sus reservas para mantener el proceso reproductor y los diferentes procesos metabólicos, lo que producía una disminución constante en el contenido de glucógeno.

Del mismo modo, SAOUT *et al.* (1999) observó que si el alimento no constituía un factor limitante, el bivalvo *Pecten maximus* (Linnaeus, 1758) no utilizaba las reservas energéticas almacenadas en el músculo abductor

(principalmente glucógeno), mientras que si el alimento era escaso hacía uso de esas reservas.

En este trabajo las condiciones fisicoquímicas, así como la cantidad de alimento disponible, son las mismas para todos los individuos analizados puesto que todas las muestras fueron recogidas en el mismo lugar (estación Camping) y en el mismo día, por lo que las variaciones de los biomarcadores moleculares estudiados en la población de *C. fluminea* de la estación Camping podemos achacarlas principalmente a su crecimiento y ciclo reproductivo.

La reproducción requiere gran cantidad de energía para el desarrollo gonadal y gametogénico, de ahí que el éxito de la reproducción dependa directamente del alimento ingerido o de las reservas previamente almacenadas (GABBOTT & BAYNE, 1973; GABBOTT, 1983). En general, cuando el alimento es abundante, las reservas son acumuladas en los tejidos en forma de sustratos de glucógeno, proteínas y lípidos antes de que tenga lugar la gametogénesis, y posteriormente son utilizadas en la producción de los gametos cuando la demanda metabólica es elevada (GABBOTT, 1975; BAYNE, 1976; BARBER & BLAKE, 1981; MATHIEU & LUBET, 1993; BROKORDT & GUDERLEY, 2004). Pero la importancia de estos sustratos radica en el lugar donde son almacenados y en el momento de su uso, hechos que varían tanto entre especies como entre poblaciones de la misma especie (GIESE, 1969; BAYNE, 1976; SASTRY, 1979).

Según los resultados obtenidos en este trabajo la principal fuente de energía utilizada por *C. fluminea* para afrontar el gasto energético que conlleva la gametogénesis es el glucógeno, lo que está de acuerdo con las observaciones realizadas por otros autores (RODRÍGUEZ *et al.*, 1993; OJEA *et al.*, 2002, 2004; LI *et al.*, 2006). En este sentido, GALAP *et al.* (1997) y YAN *et al.* (2010) también han concluido que la gametogénesis de los bivalvos *Glycymeris glycymeris* (Linnaeus, 1758) y *Sinonovacula constricta* (Lamarck, 1818),

respectivamente, depende principalmente de la cantidad de glucógeno almacenado en los diferentes tejidos analizados, incluido el pie. Por el contrario, en otras especies de bivalvos la gametogénesis tiene lugar a expensas del alimento ingerido recientemente sin que sea necesario utilizar las reservas almacenadas (ANSELL, 1974b; BAYNE, 1976).

Según JIMÉNEZ (2004) los ejemplares de *C. fluminea* de 11-15 mm de longitud ya presentan la mayor parte de la gónada madura; sin embargo, según este mismo autor, en individuos de 1-3 mm ya aprecia células germinales en la zona dorsal-posterior de la masa visceral, a partir de las que se desarrolla la gónada primaria en ejemplares de hasta 6 mm de longitud, mostrando a partir de este tamaño las células de las dos líneas germinales (masculina y femenina) claramente diferenciadas. Carecemos de ejemplares de este tamaño para poder realizar los análisis pero estos datos nos permiten suponer que en las primeras etapas de su vida (C-1 / C-2) los juveniles de esta especie destinan la energía proveniente del alimento al crecimiento y a acumular glucógeno que les permita afrontar la formación de los gametos en el caso de que la cantidad de alimento disponible no sea suficiente. A partir de la cohorte C-3 tendría lugar el desarrollo gonadal; si tenemos en cuenta que la disponibilidad de alimento en la estación Camping es reducida - tal y como ha reflejado el bajo contenido en clorofila que presentaban nuestras muestras de agua - se justifica el descenso observado del contenido en glucógeno hasta la C-5. El gran incremento que se aprecia en la C-6 puede ser debido a que al finalizar la gametogénesis y comenzar la reproducción, los ejemplares adultos comienzan a acumular glucógeno de nuevo en sus pies o en las branquias. Sin embargo, el hecho de que a partir de la C-6 los individuos de mayor tamaño presenten progresivamente una menor cantidad de glucógeno puede ser debido a que en el momento de su recogida, éstos hayan comenzado el desarrollo larvario en momentos diferentes, y por lo tanto hayan consumido sus reservas de

---

glucógeno con anterioridad o bien a que hayan disminuido su capacidad para acumular glucógeno.

Cuantitativamente, las proteínas son el principal material estructural de las células y el principal componente orgánico de los ovocitos y otros tejidos blandos de los bivalvos (HOLLAND, 1978), pero también actúan como reserva energética durante la gametogénesis de los bivalvos adultos (BENINGER & LUCAS, 1984), aunque según la bibliografía se movilizarían únicamente cuando las reservas de glucógeno ya han sido agotadas (HOLLAND, 1978; BARBER & BLAKE, 1981; LARRETXE, 1995; PÉREZ-CAMACHO *et al.*, 2003; YAN *et al.*, 2010).

En nuestro estudio, el incremento en la cantidad de proteínas en las diferentes cohortes de la población de *C. fluminea* es un indicativo del crecimiento que experimenta este bivalvo a lo largo de su ciclo vital. Sin embargo, el descenso del contenido proteico en la cohorte C-3 podría deberse al inicio del desarrollo de la gónada primaria, que según JIMÉNEZ (2004) tendría lugar en individuos de hasta 6 mm. Inicialmente, este primer desarrollo gonadal presenta un requerimiento energético que probablemente no sea cubierto por el glucógeno acumulado, por lo que las proteínas también funcionarían como fuente de energía en esta etapa, y de ahí que tanto la cantidad de proteínas como de glucógeno sufran un descenso en sus niveles en la C-3, siguiendo ambos caminos diferentes a partir de esta cohorte.

Por otro lado, tal y como hemos comentado en el capítulo introductorio, *C. fluminea* incuba simultáneamente en sus branquias los embriones y las larvas de un mismo proceso evacuador (COOLEY & Ó FOIGHIL, 2000, HOEH *et al.*, 2001; KORNIUSHIN & GLAUBRECHT, 2003). Según JIMÉNEZ (2004) los individuos de *C. fluminea* presentes en el río Miño presentan embriones y larvas en sus branquias de abril a noviembre, aumentando considerablemente

el porcentaje de ejemplares incubantes a partir del mes de junio. En los análisis llevados a cabo en este estudio hemos eliminado las larvas presentes en las branquias utilizadas para el análisis de proteínas, glucógeno, ARN y ADN (véase el capítulo de material y métodos), sin embargo no eliminamos los oocitos maduros y embriones en desarrollo que, probablemente, estarían presentes y que son ricos en vitelo y proteínas (KRAEMER & GALLOWAY, 1986; GALAP *et al.*, 1997; BYRNE *et al.*, 2000; CHOE *et al.*, 2003; ROSA & NUNES, 2003; SILVA-CASTIGLIONI *et al.*, 2007; DUTRA *et al.*, 2007, 2008). La presencia de estos oocitos y embriones en las branquias de *C. fluminea* estaría provocando un incremento en los niveles proteicos en aquellas cohortes que en el momento de su captura estaban incubándolos.

Por otro lado, a diferencia de las hemibranquias externas, las hemibranquias internas de *C. fluminea* están adaptadas para la incubación de los huevos fertilizados y para el desarrollo de las larvas pues existen menos uniones interlamelares y en su interior presentan unos septos que producen unos tubos acuíferos muy amplios. En el momento de la incubación, las hemibranquias internas están hinchadas debido a la presencia de los embriones en desarrollo (MORTON, 1977; ITUARTE, 1994). El crecimiento de las larvas en el interior de estas hemibranquias implica la existencia de algún sistema que les haga llegar sustancias nutritivas. A este respecto, WOOD (1974) demostró que en el desarrollo larvario de *Anodonta cygnea* (Linnaeus, 1758) esta función se realiza mediante secreción de mucus. En el caso de *C. fluminea*, MORTON (1977a, b, 1982) y PARK & CHUNG (2004) sugieren que son las secreciones de las células epiteliales hipertrofiadas que cubren los espacios interlamelares de las hemibranquias internas las que pueden nutrir a los embriones en desarrollo. Estas células epiteliales están constituidas por células secretoras y mucosas, constituyendo éstas últimas la mayor proporción del epitelio (MORTON, 1977b). HEARD (1975) describió los cambios estructurales y morfológicos que sufren las hemibranquias internas en *Anodonta*, y PARK & CHUNG (2004) corroboraron la existencia de estos cambios en una población de

*C. fluminea* de Nueva Jersey. Sin embargo, JIMÉNEZ (2004) no observó tales modificaciones en las hemibranquias internas de *C. fluminea* del río Miño, aunque sí ha visto una sustancia similar a “moco” relleno completamente el espacio interlamelar de las hemibranquias internas, pero los ejemplares no estaban grávidos. Por lo tanto, suponemos que esta situación se repite en nuestros ejemplares y que estas sustancias mucosas no estarían influyendo en nuestros resultados.

#### ↳ Relación ARN/ADN

Puesto que el ARN es un componente esencial para la síntesis de proteínas y la cantidad de ADN por célula en una especie dada es relativamente constante, la relación ARN/ADN da una idea de la intensidad de síntesis proteica que se está llevando a cabo en un organismo. Esta relación ha sido utilizada en muchos animales marinos como un índice de la tasa de crecimiento, del estado nutricional y reproductivo de los mismos, así como de la actividad sintetizadora de proteínas en las células y de su estado metabólico (WRIGHT & HETZEL, 1985; CLARKE *et al.*, 1989; ANGER & HIRCHE, 1990; ROBBINS *et al.*, 1990; HOULIHAN, 1991; NAKATA *et al.*, 1994; LODEIROS *et al.*, 1996; BUCKLEY *et al.*, 1999; RODDICK *et al.*, 1999; LI *et al.*, 2000; CHÍCHARO *et al.*, 2001; OKUMURA *et al.*, 2002; VREDE *et al.*, 2002; DAHLHOFF, 2004; NORKKO *et al.*, 2005). Por ejemplo, YAN *et al.* (2010) observaron que los cambios de la relación ARN/ADN en la gónada femenina de *Sinonovacula constricta* (Lamarck, 1818) estaban sincronizados con los cambios en su contenido proteico, de modo que el aumento de la relación parecía reflejar la gran actividad de síntesis proteica durante la maduración sexual. Según estos autores, la relación ARN/ADN decrecía considerablemente en la gónada masculina a medida que avanzaba la espermatogénesis debido al alto contenido en ADN provocado al aumentar notablemente el número de células de pequeño tamaño, hecho que no concuerda con estudios realizados en otras

especies en las que esta relación no presentaba cambios (ROBBINS *et al.*, 1990; LI *et al.*, 2006; KIM *et al.*, 2005). Por otro lado, YAN *et al.* (2010) también observaron que la relación ARN/ADN en el pie de *S. constricta* (Lamarck, 1818) mostraba un patrón estacional similar al del contenido proteico, indicando un incremento en la actividad sintética de proteínas.

La relación entre el cociente ARN/ADN y el tamaño parece variar entre los distintos bivalvos. Por ejemplo, KENCHINGTON (1994) mostró que este cociente disminuía a medida que aumentaba el tamaño de la concha de *Placopecten magellanicus* (Gmelin, 1791), mientras que MAYRAND *et al.* (1994) vieron que este cociente no mostraba ningún tipo de relación con el tamaño de *Mya arenaria* Linnaeus, 1758 en poblaciones naturales.

En este estudio, la relación ARN/ADN nos indica la intensidad de la síntesis de proteínas que presentan los individuos de *C. fluminea* a lo largo de su ciclo vital bajo las condiciones ambientales existentes en la estación Camping. Así, podemos observar que en las primeras etapas de su vida (C-1 a C-6) esta especie presenta una mayor cantidad de ARN (mayores valores de la relación ARN/ADN), la cual nos estaría informando del incremento en la síntesis proteica que tiene lugar en estas primeras cohortes, hecho que concuerda con el crecimiento exponencial que sufre esta especie invasora en las primeras etapas de su desarrollo. Son varios los autores que también han constatado que esta relación es mayor en los individuos de menor tamaño de otras especies de bivalvos (LODEIROS *et al.*, 1996; RODDICK *et al.*, 1999; NORKKO & THRUSH, 2006). El incremento que hemos observado en la C-5 podría ser explicado por el aumento de la síntesis proteica que ocurre en las etapas previas a la reproducción, es decir durante la formación de los gametos, la cuál suele ser más notoria en las hembras debido a la alta composición en proteínas del oocito (GALAP *et al.*, 1997; CHOE *et al.*, 2003; ROSA & NUNES, 2003; SILVA-CASTIGLIONI *et al.*, 2007; DUTRA *et al.*, 2007, 2008). A partir de aquí la relación ARN/ADN disminuye, con lo cual, teniendo en cuenta que la cantidad de ADN por célula en una especie dada es relativamente constante, la

cantidad de ARN presente en los tejidos branquiales o pedales de *C. fluminea* es menor. Probablemente este hecho sea debido a la menor síntesis de proteínas estructurales que tiene lugar durante la fase de menor crecimiento de esta especie, que al igual que todas las especies invasoras suele ser en las últimas etapas de su vida.

Por lo tanto, nuestros resultados en cuanto a la relación de ARN/ADN en las branquias y pie de *C. fluminea* son muy parecidos a los obtenidos por NUSETTI & MORALES (1988) en el mejillón *Perna perna* (Linnaeus, 1758), en donde determinaron un incremento progresivo de este cociente desde los juveniles hasta los individuos de talla intermedia, seguido por una disminución del índice en los especímenes de mayor tamaño.

Además, HONGWEI *et al.* (2010) han observado que el contenido en proteínas se incrementa durante la maduración de la gónada femenina y disminuye durante la liberación larvaria. Esta situación podría indicar que las gónadas femeninas acumulan proteínas en forma de vitelo, característica que ha sido documentada para varios bivalvos en la bibliografía existente (BARBER & BLAKE, 1981; PARK *et al.*, 2001; DRIDI *et al.*, 2007; LIU *et al.*, 2008). En cuanto a la gónada masculina, estos autores también han observado que las proteínas podían ser usadas durante la espermatogénesis, pues sus niveles descendían mientras tenía lugar la formación del esperma, tal y como han comentado varios autores para diferentes especies de invertebrados (UNUMA *et al.*, 1998; LI *et al.*, 2000; LI *et al.*, 2006).

En este estudio hemos utilizado, en conjunto, las branquias y el pie de *C. fluminea*, y al igual que otros investigadores con diferentes especies y en diferentes tejidos (GALAP *et al.*, 1997; RUIZ *et al.*, 1992a) hemos observado una disminución en el contenido de glucógeno con el crecimiento somático de *C. fluminea*, sufren un fuerte descenso en la C-3 con el inicio de la gametogénesis, lo que sugiere que son usadas como fuente adicional de energía en el momento en que las reservas de glucógeno son insuficientes. Esta contribución a la gametogénesis también ha sido descrita por otros

autores para otras especies y tejidos (ADACHI, 1979; BARBER & BLAKE, 1981; EPP *et al.*, 1988; RACOTTA *et al.*, 1998; LIU *et al.*, 2008). En cuanto a la relación ARN/ADN hemos podido observar que en la C-5 existe un aumento notable que, tal y como hemos comentado anteriormente, podría ser debido a la maduración de los oocitos. Por lo tanto, estos resultados podrían estar indicando que la relación ARN/ADN también sería un buen indicador de la maduración sexual, tal y como han apuntado LIU *et al.* (2008) al observar que esta relación iba aumentando a medida que se incrementaba el número de oocitos vitelogénicos en la gónada de *Fulvia mutica* (Reeve, 1844).

En el año 2006, Sousa *et al.* (2006a, 2006b) llevaron a cabo un estudio en un estuario con características hidrológicas y geológicas similares a las del estuario del Miño, en el cual observaron que el patrón de invasión de esta especie es diferente. Por lo tanto, este hecho sigue reafirmando nuestra idea, y la de la mayoría de los investigadores, de que el comportamiento invasor de *C. fluminea* es muy diferente según el ecosistema invadido, y que las condiciones abióticas pueden ser determinantes para dicho comportamiento.

Finalmente, al igual que SOUSA *et al.* (2005, 2007a, 2008c, e), durante los muestreos realizados hemos constatado que la colonización del estuario del río Miño por parte de *C. fluminea* está produciendo una pérdida de la biodiversidad autóctona () y supone una seria amenaza para el correcto funcionamiento del ecosistema con posibles repercusiones económicas y medioambientales. Es esencial entender correctamente los procesos responsables de la distribución y abundancia de esta especie en el río Miño para tomar futuras decisiones sobre su gestión. Teniendo en cuenta las grandes abundancias y biomásas registradas en este área y conociendo la capacidad reproductiva y de dispersión de *C. fluminea*, coincidimos también con la opinión de autores como ZAVALETA *et al.* (2001) en que existen pocas

posibilidades de erradicación, aunque es posible realizar una gestión biológica que permita controlar sus densidades de población. También es importante tener en cuenta que el estuario del río Miño es una fuente potencial para la introducción de *C. fluminea* en otros ecosistemas acuáticos como resultado del transporte natural o accidental. Por lo tanto, es imprescindible restringir y vigilar las formas de transporte potencial de esta especie a otros ecosistemas acuáticos.







**CONCLUSIONES**



## CONCLUSIONES

El análisis de los antecedentes bibliográficos pone de manifiesto el especial interés que despierta en la comunidad científica el estudio de la dinámica poblacional y el comportamiento invasor de la especie exótica *C. fluminea*. La insuficiencia de estudios en la Península Ibérica justifica sobradamente el interés del tema abordado.

De los resultados obtenidos en esta investigación podemos extraer las siguientes conclusiones:

**1<sup>a</sup>.** *C. fluminea* presenta un comportamiento invasor muy variable según las condiciones abióticas presentes en los diferentes ecosistemas colonizados. Los resultados obtenidos en cuanto a la biomasa, densidad y parámetros de crecimiento varían notablemente en todo el tramo estudiado. Sin embargo, la comparación con otros estudios muestra que esto es una constante en la bibliografía y que nuestros datos se encuentran dentro del rango de variabilidad observado en esta especie.

**2<sup>a</sup>.** Los valores de densidad y biomasa obtenidos en el presente estudio corroboran que las porciones limnéticas de los ecosistemas de estuario son los hábitats idóneos para la introducción y posterior dispersión de esta especie invasora.

**2<sup>a</sup>.** La salinidad y las características granulométricas del sustrato, principalmente su estabilidad, y la velocidad de corriente, son dos de los principales factores que determinan la distribución de esta especie en el Bajo Miño.

**3<sup>a</sup>.** Los individuos de *C. fluminea* que alcanzan los tamaños más grandes se hallan en las estaciones más protegidas.

**4<sup>a</sup>.** La máxima longitud anteroposterior alcanzada por la especie en el tramo inferior del río Miño fue de 39'44 mm, y corresponde a la estación más protegida y más próxima a la desembocadura. En esta zona, la longitud

máxima a la que podría llegar la especie según el modelo de crecimiento estacional de von Bertalanffy es de 41'5 mm.

**5<sup>a</sup>.** Las estaciones de muestreo localizadas en las zonas más protegidas, y por lo tanto con sustratos más estables (Páramos, La Bohega y Tamuxe), presentan las mayores tallas medias, y las mayores biomásas.

**6<sup>a</sup>.** Las mayores densidades poblacionales en el tramo inferior del río Miño se producen al final del invierno y principios de la primavera, mientras que las mayores biomásas tienen lugar a finales del verano.

**7<sup>a</sup>.** *C. fluminea* presenta en el área de estudio dos períodos de reclutamiento, lo que coincide con la mayor parte de los estudios existentes en la bibliografía.

**8<sup>a</sup>.** Se observa una amplia plasticidad en cuanto al número de cohortes y parámetros de crecimiento de los individuos en las distintas estaciones que se ve reflejada en el comportamiento de la especie frente al gradiente de salinidad del estuario.

**9<sup>a</sup>.** El estudio de las cohortes y de los parámetros de crecimiento muestra que el ciclo vital de esta especie en el tramo bajo del río Miño tiene una duración media de 4-5 años.

**10<sup>a</sup>.** La deriva, tanto activa como pasiva, que sufren los ejemplares de *C. fluminea* durante su ciclo vital dificulta la identificación de las cohortes presentes en las diferentes estaciones y la determinación de la edad correspondiente.

**11<sup>a</sup>.** El sesgo introducido por la draga de arrastre para las clases de edad de menor tamaño nos lleva a proponer la utilización de una draga de cuchara, tipo Van Veen, que asegure la recogida de todos los individuos que forman parte de la población a la hora de llevar a cabo un estudio de estas características. Asimismo, consideramos que para mejorar el proceso de

determinación de las cohortes, y por lo tanto de la edad de esta especie, es más fiable completar la determinación de los parámetros de crecimiento hecha con programas computarizados, estimando el crecimiento a partir de la medición precisa y periódica de uno o de varios grupos de individuos mantenidos en jaulas en el río.

**12<sup>a</sup>.** El hecho de no haber recogido bivalvos pertenecientes a la fauna nativa durante el período de muestreo, sugiere que la presencia de *C. fluminea* está ejerciendo una fuerte competencia con sus poblaciones el Bajo Miño

**13<sup>a</sup>.** Las elevadas densidades y la estructura de la población alcanzada por esta especie en los veinte años transcurridos desde su primera cita en el estuario del río Miño, así como la práctica ausencia de otras especies de bivalvos en las muestras recogidas, indican que las poblaciones de esta especie están bien establecidas y en expansión.

**14<sup>a</sup>.** La descripción de las variaciones de los biomarcadores moleculares de reserva energética a lo largo del ciclo vital de *C. fluminea* proporciona una valiosa información sobre la biología de esta especie. Esta información podría ser aplicada a la gestión y manejo de las poblaciones de esta especie invasora en los ecosistemas invadidos.

**15<sup>a</sup>.** Los resultados de este trabajo indican que los componentes bioquímicos de las branquias y pie de *C. fluminea* varían a lo largo de las diferentes cohortes de acuerdo a su ciclo reproductivo y crecimiento.

**16<sup>a</sup>.** A la vista de los resultados obtenidos en nuestro trabajo y de la bibliografía, creemos que el pie de *C. fluminea* también funciona como un tejido de reserva energética.

**17<sup>a</sup>.** Los resultados obtenidos en esta investigación junto con la bibliografía consultada ponen de manifiesto la enorme variabilidad que

pueden presentar estos indicadores metabólicos al ser controlados por la interacción de factores endógenos y ambientales.

**18ª.** Se describen los niveles de fondo de proteínas, glucógeno y la relación ARN/ADN en branquias y pie de las diferentes cohorte de la población de *C. fluminea* en el Bajo Miño en condiciones naturales.





## **BIBLIOGRAFÍA**



---

**BIBLIOGRAFÍA****A**

- ACOSTA, V. & LODEIROS, C. (2001): Evaluación del efecto del cobre sobre el juvenil del mejillón verde *Perna viridis* mediante la concentración de ADN y la relación ARN/ADN en el músculo abductor. *Rev. Cient., FCV-LUZ*, 11(6): 485-490.
- ACOSTA, V. & LODEIROS, C. (2003): Índice ARN/ADN en poblaciones de la almeja *Tivela mactroides* (Bivalvia: Veneridae) provenientes de localidades con diferentes niveles de contaminación. *Rev. Cient., FCV-LUZ*, 13(5): 378-382.
- ACOSTA, V. & LODEIROS, C. (2004): Efecto del cobre en juveniles de bivalvos (*Tivela mactroides*) provenientes de ambientes con diferentes niveles de contaminación. *Bol. Centro Invest. Biol.*, 38: 41-51.
- ADACHI, K. (1979): Seasonal changes of the protein level in the adductor muscle of the clam, *Tapes philippinarum* (Adams & Reeve) with reference to the reproductive seasons. *Comp. Biochem. Physiol.*, 64(A): 85-89.
- AGUIRRE, W. & POSS, S. G. (1999): Non-indigenous species in the Gulf of Mexico ecosystem: *Corbicula fluminea* (Muller, 1774). Gulf States Marine Fisheries Commission (GSMFC).
- ALDRIDGE, D. W. (1976): *Growth, reproduction and bioenergetics in a natural population of the Asiatic clam, Corbicula manilensis Philippi*. Tesis Doctoral. Universidad de Texas. Arlington. ix + 97 pp..
- ALDRIDGE, D. W. & MCMAHON, R. F. (1978): Growth, fecundity and bioenergetics in a natural population of the Asiatic freshwater clam, *Corbicula manilensis* Philippi, from North Central Texas. *J. Moll. Stud.*, 44: 49-70.

- ALLENDORF, F. W. & LUNDQUIST, L. L. (2003): Introduction: population, biology, evolution and control of invasive species. *Conserv. Biol.*, 17: 24-30.
- ANGER, K. & HIRCHE, H. J. (1990): Nucleic acids and growth of larvae and juvenile spider crab, *Hyas araneus*. *Mar. Biol.*, 105: 403-411.
- ANSELL, A. D. (1974a): Seasonal changes in biochemical composition of the bivalve *Abra alba* from the Clyde Sea area. *Mar. Biol.*, 25: 13-20.
- ANSELL, A. D. (1974b): Seasonal changes in biochemical composition of the bivalve *Chlamys septemradiata* from the Clyde Sea area. *Mar. Biol.*, 25: 85-99.
- ANSELL, A. D., FRANKIEL, L. & MOUËZA, M. (1980): Seasonal changes in tissue weight and biochemical composition for the bivalve *Donax trunculus* L. on Algerian coasts. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 45: 105-116.
- ANTUNES, C. & WEBER, M. (1996): The glass eel fishery and the by catch in the Rio Minho alter one decade (1981-1982 and 1991-1992). *Arch. Pol. Fish.*, 4: 131-139.
- APHA, AWWA & WPCF (1989): *Standard methods for the examination of water and wastewater*, 17th edition. [Traducido y editado por Ediciones Díaz de Santos S. A., 1992. Madrid (España)].
- ARAUJO, R., MORENO, D. & RAMOS, M. A. (1991): Bivalvo invasor en el Miño. *Not. Soc. esp. Malacol.*, 13: 16-17.
- ARAUJO, R., MORENO, D. & RAMOS, M. A. (1993): The Asiatic clam *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) (Bivalvia: Corbiculidae) in Europe. *Am. Malacol. Bull.*, 10: 39-49.
- ARAUJO, R. (2004): Los bivalvos dulceacuícolas de La Rioja. *Zubía*, 22: 29-39.
- ATTRILL, M. J. & RUNDLE, S. D. (2002): Ecotone or ecocline: ecological boundaries in estuaries. *Estuar. Coast. Shelf. Sci.*, 55: 929-936.

ATTRILL, M. J., RUNDLE, S. D. & MYLES THOMAS, R., (1996): The influence of drought induced low freshwater flow on an upper estuarine macroinvertebrates community. *Water Res.*, 30: 261-268.

AYRES, C. (2008): New records of Asian clam *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) in Galicia (Iberian Peninsula) - Ribeiras do Louro e Gándaras de Budiño wetland. *Aquat. Invas.*, 3(4): 439-440.

## B

BALSINHA, M. J., SANTOS, A. I., ALVES, A. M. C. & OLIVEIRA, A. T. C. (2009): Textural composition of sediments from Minho and Douro estuaries (Portugal) and its relation with hydrodynamics. *J. Coast. Res.*, 56: 1330-1334.

BARBER, B. J. & BLAKE, N. J. (1981): Energy storage and utilisation in relation to gametogenesis in *Argopecten irradians concentricus* (Say). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 52: 121-134.

BAYNE, B. L. (1976): Aspects of reproduction in bivalve molluscs. En: *Estuarine Processes*. Vieley, M. L. (Ed.), Academic Press, New York. pp. 432-448.

BAYNE, B. L. & NEWELL, R. C. (1983): Physiological energetics of marine molluscs. En: *The Mollusca. Vol. 4*. Saleuddin, A. S. M. & Wilbur, K. M. (Eds.), Academic Press, New York. pp. 407-515.

BEAVER, J. R., CRISMAN, T. L. & BROCK, R. J. (1991): Grazing effects of an exotic bivalve (*Corbicula fluminea*) on hypereutrophic lake water. *Lake Reservoir Manage.*, 7: 45-51.

BECKER, C., BREPOHL, D., FEUCHTMAYR, H., ZÖLLNER, E., SOMMER, F., CLEMMESSEN, C., SOMMER, U. & BOERSMA, M. (2005): Impacts of copepods on marine seston, and resulting effects on *Calanus finmarchicus* RNA:DNA ratios in mesocosm experiments. *Mar. Biol.*,

146: 531-541.

- BEEKEY, M. A. & KARLSON, R. H. (2003): Effect of food availability on reproduction and brood size in a freshwater brooding bivalve. *Can. J. Zool.*, 81: 1168-1173.
- BELANGER, S. E., FARRIS, J. L., CHERRY, D. S. & CAIRNS, J. JR. (1985): Sediment preference of the freshwater Asiatic clam, *Corbicula fluminea*. *Nautilus*, 99: 66-73.
- BELANGER, T. V., ANNIS, C. G. JR. & VAN EPPS, D. D. (1990): Growth rates of the Asiatic clam, *Corbicula fluminea*, in the upper and middle St. Johns River, Florida. *Nautilus*, 104(1): 4-9.
- BELL-McCAULOU, T. M. (1993): *Corbicula fluminea* as a bioindicator on the lower Colorado River. Tesis Doctoral. Universidad de Arizona. Tucson, Arizona. 69 pp..
- BENINGER, P. G. & LUCAS, A. (1984): Seasonal variations in condition, two species of adult clam reared in a common habitat: *Tapes decussates* L. *Oecologica*, 59: 18-26.
- BERAN, L. (2000): First record of *Corbicula fluminea* (Mollusca: Bivalvia) in Czech Republic. *Acta Soc. Zool. Bohem.*, 64(1): 1-2.
- BERAN, L. (2006): Spreading expansion of *Corbicula fluminea* (Mollusca: Bivalvia) in the Czech Republic. *Heldia*, 6(5/6): 187-192.
- BERGER, S. L. & KIMMEL, A. R. (Eds.) (1987): *Guide to Molecular Cloning Techniques. Methods in enzymology*. Vol. 152. Academic Press Inc., Orlando.
- BERRY, A. J. (1974): Freshwater bivalves of Peninsular Malaysia with special reference to sex and breeding. *Malay. Nat. J.*, 27(3-4): 99-110.
- BERTHELIN, C., KELLER, K. & MATHIEU, M. (2000): Storage metabolism in the Pacific oyster (*Crassostrea gigas*) in relation to summer mortalities and

- reproductive cycle (West Coast of France). *Comp. Biochem. Physiol., B*, 125: 359-369.
- BHATTACHARYA, C. G. (1967): A simple method of resolution of a distribution into Gaussian components. *Biometrics*, 23: 115-135.
- BICKEL, D. (1966): Ecology of *Corbicula manilensis* Philippi in the Ohio River at Louisville, Kentucky. *Sterkiana*, 23: 19-24.
- BIGOT, A., DOYEN, P., VASSEUR, P. & RODIUS, F. (2009): Metallothionein coding sequence identification and seasonal mRNA expression of detoxification genes in the bivalve *Corbicula fluminea*. *Ecotox. Environ. Safe.*, 72: 382-387.
- BILOS, C., COLOMBO, J. C. & PRESA, M. J. R. (1998): Trace metals in suspended particles, sediments and Asiatic clams (*Corbicula fluminea*) of the Río de la Plata Estuary, Argentina. *Environ. Pollution*, 99: 1-11.
- BLALOCK, H. N. & HEROD, J. J. (1999): A comparative study of stream habitat and substrate utilized by *Corbicula fluminea* in the New River, Florida. *Fla. Sci.*, 62: 145-151.
- BÓDIS, E. (2007): The biomass dynamics of *Corbicula fluminea* invasive mussel. *Acta Biol. Oecol. Hung.*, 16: 9-20.
- BOLTOVSKOY, D., CORREA, N., ULIANA, E., IZAGUIRRE, I. & TUDINO, M. (1993): Impacto ecológico y potencial bioindicador de contaminación (metales pesados) del molusco invasor *Corbicula fluminea* en el delta bonaerense. *Seminario Taller, Universidad de Buenos Aires y el Medio Ambiente*. Pp. 26-28.
- BOLTOVSKOY, D., IZAGUIRRE, I. & CORREA, N. (1995): Feeding selectivity of *Corbicula fluminea* (Bivalvia) on natural phytoplankton. *Hydrobiologia*, 312: 171-182.

- BOLTOVSKOY, D., CORREA, N., CATALDO, D., STRIPEIKIS, J. & TUDINO, M. (1997): Environmental stress on *Corbicula fluminea* (Bivalvia) in the Paraná River Delta (Argentina): complex pollution related disruption of population structures. *Arch. Hydrobiol.*, 138: 483-507.
- BOOZER, A. C. & MIRKES, P. E. (1979): Observations on the fingernail clam, *Musculum partumeium* (Pisiidae), and its association with the introduced Asiatic clam, *Corbicula fluminea*. *Nautilus*, 93(2-3): 73-83.
- BORDA, C. A. & CRUZ, R. (2004): Crecimiento y tasas de mortalidad del bivalvo *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833) en el Pacífico Colombiano. *Rev. Invest. Mar.*, 25(3): 177-184.
- BOYCOTT, A. E. (1963): The habitats of the fresh-water Mollusca in Britain. *J. Anim. Ecol.*, 5: 116-186.
- BRIEGEL, H. (2003): Physiological bases of mosquito ecology. *J. Vector. Ecol.*, 28: 1-11.
- BRITTON, J. C. & MORTON, B. (1979): *Corbicula* in North America: the evidence reviewed and evaluated. En: *Proceedings, First International Corbicula Symposium*. Britton, J. C. (Ed.), Texas Christian University, Forth Worth, TX. pp. 21-31.
- BRITTON, J. C. & MORTON, B. (1982): A dissection guide, field and laboratory manual to the introduced bivalve *Corbicula fluminea*. *Malac. Rev.*, *Suppl.* 3: pp 8.
- BRITTON, J. C. & MORTON, B. (1986): Polymorphism in *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Corbiculoidea) from North America. *Malac. Rev.*, 19: 1-43.
- BRITTON, J. C., COLDIRON, D. R., EVANS, L. P., GOLIGHTLY, C., O'KANE, K. D. & TENYCK, J. R. (1979): Reevaluation of the growth pattern in *Corbicula fluminea* (Müller). En: *Proceedings, First International Corbicula Symposium*. Britton, J. C. (Ed.), Texas Christian University, Forth Worth, TX. pp. 177-192.

- BROKORDT, K. B. & GUDERLEY, H. E. (2004): Energetic requirements during gonad maturation and spawning in scallops: Sex differences in *Chlamys islandica* (Müller, 1776). *J. Shellfish Res.*, 23: 25-32.
- BROWN, L. R., THOMPSON, J. K., HIGGINS, K. & LUCAS, L. V. (2007): Population density, biomass, and age-class structure of the invasive clam *Corbicula fluminea* in rivers of the lower San Joaquin river watershed, California. *West. N. Am. Naturalist*, 67(4): 572-586.
- BUCKLEY, L., CALDARONE, E. & ONG, T. L. (1999): RNA/DNA ratio and other nucleic acid-based indicators for growth and condition of marine fishes. *Hydrobiologia*, 401: 265-277.
- BURCH, J. Q. (1944): Checklist of west American mollusks. *Minut. Conc. Club Cal.*, 38: 18.
- BUSHEK, D. & CAMERON, G. N. (1992): Recruitment and reproduction of the Asiatic clam in Southeastern Texas. *Texas J. Sci.*, 44(1): 123-127.
- BUTTNER, J. K. (1986): Biology of *Corbicula* in catfish rearing ponds. *Bull. Am. Malac. Union*, Special edition, 2: 211-218.
- BUTTNER, J. K. & HEIDINGER, R. C. (1980): Seasonal variations in growth of the Asian clam, *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Corbiculidae) in a southern Illinois Fish Pond. *Nautilus*, 94(1): 8-10.
- BYERES, J. E. (2002): Physical habitat attribute mediates biotic resistance to non-indigenous species invasion. *Oecologia*, 130: 146-156.
- BYRNE, M., PHELPS, H., CHURCH, T., ADAIR, V., SELVAKUMARASWAMY, P. & POTTS, J. (2000): Reproduction and development of the freshwater clam *Corbicula australis* in southeast Australia. *Hydrobiologia*, 418: 185-197.

**C**

- CAFFREY, J. M., EVERS, S., MILLANE, M. & MORAN, H. (2011): Current status of Ireland's newest invasive species – the Asian clam *Corbicula fluminea* (Müller, 1774). *Aquat. Invas.*, 6(3): 291-299.
- CAJARAVILLE, M. P., BEBIANNO, M. J., BLASCO, J., PORTE, C., SARASQUETE, C. & VIARENGO, A. (2000): The use of biomarkers to assess the impact of pollution in coastal environments of the Iberian Peninsula: a practical approach. *Sci. Total Environ.*, 247: 295-311.
- CALLIL, C. T. & MANSUR, M. C. D. (2002): *Corbiculidae* in the Pantanal: history of invasion in southeast and central South America and biometrical data. *Amazoniana*, 17(1-2): 153-167.
- CAMACHO, A. P., DELGADO, M., FERNÁNDEZ-REIRIZ, M. J. & LABARTA, U. (2003): Energy balance, gonad development and biochemical composition in the clam *Ruditapes decussatus*. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 258: 133-145.
- CAMACHO, R. & ANDREOLI, V. (2002): La tercera invasión al río de La Plata. *Tekne Digital* N° 2. <http://www.fra.utn.edu.ar/tekne/0002/tekne0002.htm>.
- CARLTON, J. T. (1992) Introduced marine and estuarine mollusks of North America: An end of 20th century perspective. *J. Shellfish Res.*, 11: 489-505.
- CARLTON, J. T. & GELLER, J. B. (1993): Ecological roulette: the global transport of nonindigenous marine organisms. *Science*, 261: 78-83.
- CATALDO, D. H. (2001): *Dinámica poblacional y potencial bioindicador de contaminación acuática del molusco bivalvo Corbicula fluminea en el delta del río Paraná*. Tesis Doctoral. Universidad de Buenos Aires (Facultad de Ciencias Exactas y Naturales). 174 pp..

- CATALDO, D. & BOLTOVSKOY, D. (1999): Population dynamics of *Corbicula fluminea* (Bivalvia) in the Paraná River delta (Argentina). *Hydrobiologia*, 380: 153-163.
- CATALDO, D., COLOMBO, J. C., BOLTOVSKOY, D., BILOS, C. & LANDONI, P. (2001): Environmental toxicity assessment in the Paraná river delta (Argentina): simultaneous evaluation of selected pollutants and mortality rates of *Corbicula fluminea* (Bivalvia) early juveniles. *Environ. Pollut.*, 112: 379-389.
- CATANHEDÊ, G., HANH, N. S., GUBIANI, É. A. & FUGI, R. (2008): Invasive molluscs in the diet of *Pterodoras granulosus* (Valenciennes, 1821) (Pisces, Doradidae) in the Upper Paraná River floodplain, Brazil. *Ecol. Fresh. Fish*, 17(1): 47-53.
- CAVALETTO, J. F., NALEPA, T. F., FANSLAW, D. L. & SCHLOESSER, D. W. (2003): Temporal variation of energy reserves in mayfly nymphs (*Hexagenia* spp.) from Lake St. Clair and western Lake Erie. *Freshwater Biol.*, 48: 1726-1738.
- CAZZANIGA, N. J. (1997): Asiatic clam, *Corbicula fluminea*, reaching Patagonia (Argentina). *J. Freshwater Ecol.*, 12(4): 629-630.
- CHAINHO, P., COSTA, J. L., CHAVES, M. L., LANE, M. F., DAUER, D. M. & COSTA, M. J. (2006): Seasonal and spatial patterns of distribution of subtidal benthic invertebrates communities in the Mondego River, Portugal – a poikilohaline estuary. *Hidrobiologia*, 555: 59-74.
- CHEN, T. C., LIAO, K. & YU, W. L. (1994): Reproductive ecology of *Corbicula fluminea* in Taiwan. *Bull. Malac. Chin.*, 18: 55-73.
- CHERRY, D. S., RODGERS, J. H. JR., GRANNEY, R. L. & CAIRNS, J. JR. (1980): Dynamics and control of the Asiatic clam in the New River, Virginia. *Bull. - Vi. Water Resour. Res. Cent.*, 123: 1-72.
- CHERRY, D. S., ROY, R. L., LECHLEITNER, R. A., DUNHARDT, P. A., PETERS, G. T.

- & CAIRNS, J. JR. (1986): *Corbicula* fouling and control measures at the Celco plant, Virginia. *Bull. Am. Malac. Union*, Special edition, 2: 69-81.
- CHÍCHARO, L. M. Z., CHÍCHARO, M. A., ALVES, F., AMARAL, A., PEREIRA, A. & REGALA, J. (2001): Diel variation of the RNA/DNA ratios in *Crassostrea angulata* (Lamarck) and *Ruditapes decussates* (Linnaeus 1758) (Mollusca: Bivalvia). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 259: 121-129.
- CHÍCHARO, M. A. & CHÍCHARO, L. (2008): RNA:DNA ratio and other nucleic acid derived indices in marine ecology. *Int. J. Mol. Sci.*, 9: 1453-1471.
- CHOE, N., DEIBEL, D., THOMPSON, R. J., LEE, S. H. & BUSHELL, V. K. (2003): Seasonal variation in the biochemical composition of the chaetognath *Parasagitta elegans* from the hyperbenthic zone of Conception Bay, Newfounde land. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 251: 291-200.
- CHOI, J. (1998): *Étude des effets biochimiques et écophysiolologiques du bichromate de potassium et du fénitrothion sur Chironomus riparius (Meigen) (Diptères, Chironomidae) en vue de l'identification expérimentale de biomarqueurs*. Tesis Doctoral. Universidad de París-Sur, Orsay, France. 253 pp.
- CHOI, J., ROCHE, H. & CAQUET, T. (2001): Hypoxia, hyperoxia and exposure to potassium dichromate or fenitrothion alter the energy metabolism in *Chironomus riparius* Mg. (Diptera: Chironomidae) larvae. *Comp. Biochem. Physiol.*, Part C, 130: 11-17.
- CHOMCZYNSKI, P. (1993): A reagent for the single-step simultaneous isolation of RNA, DNA and proteins from cell and tissue samples. *BioTechniques*, 15: 532-537.
- CHOMCZYNSKI, P. & SACCHI, N. (1987): Single step method of RNA isolation by acid guanidinium thiocyanate-phenol-chloroform extraction. *Anal. Biochem.*, 162: 156-159.
- CHOUIN, S. (1997): Données nouvelles sur la distribution d'une espèce de

- mollusque (*Corbicula fluminea*) introduite en basse Loire (Loire-Atlantique). *Bull. Soc. Nat. Ouest France, nov. ser.*, 19(1): 14-18.
- CLARKE, A., RODHOUSE, P. G., HOLMES, L. J. & PASCOE, P. L. (1989): Growth rate and nucleic acid ratio in cultured cuttlefish *Sepia officinalis* (Mollusca: Cephalopoda). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 133: 229-240.
- CLARKE, A. H. (1981): *Corbicula fluminea* in Lake Erie. *Nautilus*, 95: 83-84.
- CLARKE, K. R. & GORLEY, R. N. (2001): *PRIMER v5: User manual/tutorial*. PRIMER-E, Plymouth UK. 91 pp..
- COBO, F., SÁNCHEZ-HERNÁNDEZ, J., VIEIRA-LANERO, R., & SERVIA, M. J. (2012): Organic pollution induces domestication-like characteristics in feral populations of brown trout (*Salmo trutta*). *Hydrobiologia*, DOI 10.1007/s10750-012-1386-4.
- COE, W. R. (1943): Development of the primary gonads and differentiation of sexuality in *Teredo navalis* and other Pelecypod Mollusks. *Biol. Bull.*, 84: 178-186.
- COHEN, A. N. & CARLTON, J. T. (1998): Accelerating invasion rate in a highly invaded estuary. *Science*, 279: 555-558.
- COHEN, R. R. H., DRESLER, P. V., PHILLIPS, E. P. J. & CORY, R. L. (1984): The effect of the Asiatic bivalve, *Corbicula fluminea*, on phytoplankton of the Potomac River, Maryland. *Limnol. Oceanogr.*, 29: 170-180.
- COLDIRON, D. D. (1975): *Some aspects of the biology of the exotic mollusk Corbicula (Bivalvia: Corbiculidae)*. Tesis Doctoral. Universidad Cristiana de Texas. Fort Worth. 92 pp..
- COOLEY, L. R. & O'FOIGHIL, D. (2000): Phylogenetic analysis of the *Sphaeriidae* (Mollusca: Bivalvia) based on partial mitochondrial 16SrDNA gene sequences. *Inver. Biol.*, 199: 299-308.

- COOPER, J. E. (2007): *Corbicula fluminea* (Asian clam) in the Roanoke River, North Carolina: a stressed population? *Southeast. Nat.*, 6: 413-434.
- CORDEIRO, J. R. & MAC WILLIAMS, S. (1999): Occurrence of the Asian clam *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) (Bivalvia: Sphaeriacea: Corbiculidae) in Colorado. *The Veliger*, 42(3): 278-280.
- CORREA, N., PETRACCHI, C. & BORDINO, P. (1992): Datos preliminares sobre abundancia y estructura de tallas de *Corbicula fluminea* (Molluca, Bivalvia) en el delta inferior del río Paraná. *Com. Soc. Malac. Urug.*, 62-63: 290-303.
- CORREIA, A. M., BANDEIRA, N. & ANASTÁCIO, P. M. (2005): Predator-prey interactions of *Procambarus clarkii* with aquatic macroinvertebrates in single and multiple prey systems. *Acta Oecol.*, 28: 337-343.
- COSTA MUNIZ, E., JACOB, S. A. & HELM, M. M. (1986): Condition index, meat yield and biochemical composition of *Crassostrea brasiliiana* and *Crassostrea gigas* grown in Cabo Frio, Brazil. *Aquaculture*, 59: 235-250.
- COUNTS III, C. L. (1981): *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Sphaeriacea) in British Columbia. *Nautilus*, 95(1): 12-13.
- COUNTS III, C. L. (1986): The zoogeography and history of the invasion of the United States by *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Corbiculidae). *Bull. Am. Malac. Union*, Special edition, 2: 7-39.
- COUNTS III, C. L., VILLALAZ, J. R. & GÓMEZ, H. J. A. (2003): Occurrence of *Corbicula fluminea* (Bivalvia; Corbiculidae) in Panamá. *J. Freshwat. Ecol.*, 18(3): 497-498.
- CROOKS, J. A. (2005): Lag time and exotic species: the ecology and management of biological invasions in slow-motion. *Ecoscience*, 12: 316-329.

- CROOKS, J. A. & SOULÉ, M. E. (1999): Lag times in population explosions of invasive species: Causes and implications. En: *Invasive species and biodiversity management*. VIKEN, A. (Ed.), Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publishers. pp. 103-126.
- CSANYI, B. (1999): Spreading invaders along the Danubian highway: first record of *Corbicula fluminea* (O. F. Muller, 1774) and *C. fluminalis* (O. F. Muller, 1774) in Hungary (Mollusca: Bivalvia). *Folia Hist. Nat. Mus. Matraensis*, 23: 343-345.

## D

- DAHLHOFF, E. P. (2004): Biochemical indicators of stress and metabolism: applications for marine ecological studies. *Annu. Rev. Physiol.*, 66: 183-207.
- DARRIGRAN, G. A. (1997): Invasores en la Cuenca del Plata. *Rev. Divulg. Cient. Tecnol. Asoc. Cienc. Hoy.*, 7(38): 1-6.
- DARRIGRAN, G. A. (2002): Potential impact of filter-feeding invaders on temperate inland freshwater environments. *Biol. Invasions*, 4: 145-156.
- DARRIGRAN, G. A. & COLAUTI, D. (1994): Potencial control biológico del molusco invasor *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) en el río de la Plata. *Comun. Soc. Malacol. Urug.*, 7(66-67): 368-373.
- DARRIGRAN, G. A. & MAROÑAS, M. E. (1989): Crecimiento de las poblaciones naturales de *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) y *C. largillierti* (Philippi, 1844) (Bivalvia: Sphaeriacea) en el litoral de Punta Blanca, Estuario del río de La Plata. *Com. Soc. Malac. Urug.*, 56-57: 139-157.
- DARRIGRAN, G. A. & PASTORINO, G. (1993): Bivalvos invasores en el río de La Plata, Argentina. *Com. Soc. Malac. Urug.*, VII (64-65): 309-313.
- DE COEN, W. M. & JANSSEN, C. R. (1998): The use of biomarkers in *Daphnia magna* toxicity testing. *Hydrobiologia*, 367: 199-209.

- DE LA HOZ, M. V. (2008): Primer registro en Colombia de *Corbicula fluminea* (Mollusca: Bivalvia: Corbiculidae), una especie invasora. *Bol. Invest. Mar. Cost.*, 37(1): 195-200.
- DE ZWAAN, A. & ZANDEE, D. I. (1972): Body distribution and seasonal changes in glycogen content of the common sea mussel *Mytilus edulis*. *Comp. Biochem. Physiol. A.*, 43: 53-58.
- DÍAZ, R. (1974): Asiatic clam, *Corbicula manilensis* (Philippi), in the Tidal James River, Virginia. *Cheaspeake Sci.*, 15: 118-120.
- DIÉGUEZ, L., HERNÁNDEZ, R., PERERA, G., VÁZQUEZ, R. & ESCALANTE, A. (1997): Presencia de estudios de *Corbicula fluminea* (Müller 1774) y estudios estacionales sobre su abundancia en el lago artificial La Jía de Camagüey, Cuba. *Malac. Rev.*, 30: 93-100.
- DOHERTY, F. G., CHERRY, D. S. & CAIRNS, JR. (1987): Spewing periodicity of the Asian clam *Corbicula fluminea* in the New River, Virginia. *Am. Midl. Nat.*, 117: 71-82.
- DREIER, H. (1977): Study of *Corbicula* in Lake Sangehris. En: *The Annual Report for Fiscal Year 1976*. Lake Sangehris Project Section 7, 7.1-7.5. Illinois Nat. History Survey, Urbana.
- DREIER, H. & TRANQUILLI, J. A. (1981): Reproduction, growth, distribution and abundance of *Corbicula* in an Illinois cooling lake. *Illinois Nat. Hist. Surv. Bull.*, 32: 378-393.
- DRESLER, P. V. & CORY, R. L. (1980): The Asiatic clam, *Corbicula fluminea* (Müller), in the tidal Potomac River, Maryland. *Estuaries*, 3: 150-151.
- DRIDI, S., ROMDHANE, M. S. & ELCAFSI, M. (2007): Seasonal variation in weight and biochemical composition of the Pacific oyster, *Crassostrea gigas* in relation to the gametogenic cycle and environmental conditions of the Bizert lagoon, Tunisia. *Aquaculture*, 263: 238-248.

- DUBOIS, C. (1995): *Biologie et démo-écologie d'une espèce invasive Corbicula fluminea (Mollusca: Bivalvia) originaire d'Asie: Etude en milieu naturel (canal latéral à la Garonne, France) et en canal artificiel*. Tesis Doctoral. Universidad de Toulouse. 147 pp..
- DUBOIS, C. & TOURENQ, J. N. (1992): Etude préliminaire de dynamique des populations de *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Corbiculidae) dans la zone profonde d'un canal de la région toulousaine (France). *Hydroécol. Appl.*, 7: 19-28.
- DUDGEON, D. (1980): A comparative study of the *Corbiculidae* of southern China. En: *Proceedings, First International Malacological Workshop on the Malacofauna of Hong Kong and Southern China*. Morton, B. (Ed.), Hong Kong University Press, Hong Kong. pp. 37-60.
- DUTRA, B. K., CASTIGLIONI, D. S., SANTOS, R. B., BOND-BUCKUP, G. & OLIVEIRA, G. T. (2007): Seasonal variations of the energy metabolism of two sympatric species of *Hyalella* (Crustacea, Amphipoda, Dogielinotidae) in the southern Brazilian highlands. *Comp. Biochem. Physiol.*, Part A, 148: 239-247.
- DUTRA, B. K., ZANK, C., DA SILVA, K. M., CONTER, M. R. & OLIVEIRA, G. T. (2008): Seasonal variations in the intermediate metabolism of the crayfish *Parastacus brasiliensis* (Crustacea, Decapoda, Parastacidae) in the natural environment and experimental culture. *Iheringia, Sér. Zool.*, 98: 355-361.

## E

- ELLIOTT, P. & ERMGASSEN, S. E. (2008): The Asian clam (*Corbicula fluminea*) in the River Thames, London, England. *Aquat. Invas.*, 3(1): 54-60.
- ELTON, C. S. (1958): *The ecology of invasions by animals and plants*. London: Methuen. 181 pp..

ENG, L. (1979): Population dynamics of the Asiatic clam, *Corbicula fluminea* (Müller), in the concrete-lined Delta Mendota canal of Central California. En: *Proceedings, First International Corbicula Symposium*. Britton, J. C. (Ed.), Texas Christian University Research Foundation (Ft. Worth). pp. 39-68.

EPP, J., BRICELJ, V. M. & MALOUF, R. E. (1988): Seasonal portioning and utilization of energy reserves in two age classes of the Bay scallop *Argopecten irradians irradians* (L.). *J. Exp. Mar. Biol.*, 121: 113-136.

ESCOT, C., BASANTA, A., COBO, F. & GONZÁLEZ, M. A. (2003): Sobre la presencia de *Mytilopsis leucophaeta* (Conrad, 1831) (Bivalvia, Dreissenacea, Dreissenidae) en el río Guadalquivir (sur de la Península Ibérica). *Graellsia*, 59(1): 91-94.

## F

FAYER, R., GRACZYK, T. K., LEWIS, E. J., TOUT, J. M. & FARLEY, C. A. (1998): Survival of infectious *Cryptosporidium parvum* oocysts in seawater and eastern oysters (*Crassostrea virginica*) in the Chesapeake Bay. *Appl. Environ. Microbiol.*, 64: 1070-1074.

FEDATOA, R. P., SIMONATOB, J. D., MARTINEZB, C. B. R. & SOFIA, S. H. (2010): Genetic damage in the bivalve mollusk *Corbicula fluminea* induced by the water-soluble fraction of gasoline. *Mutat. Res.*, 700: 80-85.

FERNANDEZ CASTRO, N. & VIDO DE MATTIO, N. (1987): Biochemical composition, condition index, and energy value of *Ostrea puelchana* (d'Orbigny): relationship with reproductive cycle. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 108: 113-126.

FIGUEROLA, J. & GREEN, A. (2002): Dispersal of aquatic organisms by waterbirds: a review of past research and priorities for future studies. *Freshwater Biol.*, 47: 483-494.

- FISCHER, W. & SCHULTZ, P. (1999): Erstnachweis *Corbicula cf. fluminea* (O.F. Müller, 1774) (Mollusca: Bivalvia: Corbiculidae) aus Österreich, sowie ein Nachweis von lebenden *Microcolpia daudebartii acicularis* (Ferussac, 1821) (Mollusca: Gastropoda: Melanopsidae) aus Bad Deutsch-Altenburg (NO, Österreich). *Club Conchylia Informationen*, 31 (3-4): 23-26.
- FOE, C. & KNIGHT, A. (1986): Method for evaluating the sublethal impact of stress employing *Corbicula fluminea*. *Bull. Am. Malac. Union*, Special edition, 2: 133-142.
- FOSTER, A. M., FULLER, P. & BENSON, A. (2000): Nonindigenous aquatic species: *Corbicula fluminea* Müller 1774. US Geological Survey, Gainesville, Florida. 7 pp..
- FREIRE-SANTOS, F., OTEIZA-LÓPEZ, A. M., VERGARA-CASTIBLANCO, C. A., AREES-MAZAS, M. E., ÁLVAREZ-SUÁREZ, E. & GARCÍA-MARTIN, O. (2000): Detection of *Cryptosporidium* oocysts in bivalve molluscs destined for human consumption. *J. Parasitol.*, 86: 853-854.
- FRENCH, J. R. P. & SCHLOESSER, D. W. (1991): Growth and overwinter survival of the Asiatic clam, *Corbicula fluminea*, in the St. Clair River, Michigan. *Hidrobiologia*, 219: 165-170.
- FULLER, S. L. H. & POWELL, C E. JR. (1973): Range extension of *Corbicula manilensis* (Philippi) in the Atlantic drainage of the Unites States. *Nautilus*, 87(1): 59.
- FUZIWARA, T. (1978): On the ovulation of *Corbicula leana* Prime. *Venus, Jap. J. Malacol.*, 37(1): 22-28.
- FUZIWARA, T. (1979): A hypothesis on the distribution of *Corbicula leana* Prime. *Venus, Jap. J. Malacol.*, 38(1): 68-69.

**G**

- GABBOTT, P. A. (1975): Storage cycles in marine bivalve mollusks: a hypothesis concerning the relationship between glycogen metabolism and gametogenesis. En: *Proc. 9<sup>th</sup> Eur. Mar. Biol. Symp.*. Barnes, H. (Ed.). Aberdeen University Press, Aberdeen. pp. 191-211.
- GABBOTT, P. A. (1983): Developmental and seasonal metabolic activities in marine mollusks. En: *The Mollusca. Vol. 2. Environmental biochemistry and physiology*. Hochachka, P. W. (Ed.), Academic Press, New York. pp. 165-217.
- GABBOTT, P. A. & BAYNE, B. L. (1973): Biochemical effects of temperature and nutritive stress on *Mytilus edulis* L. *J. mar. biol. Ass. U.K.*, 53: 269-286.
- GALAP, C., LÉBOULENGER, F. & GRILLOT, J. P. (1997): Seasonal variations in biochemical constituents during the reproductive cycle of the female dog cockle *Glycymeris glycymeris*. *Mar. Biol.*, 129: 625-634.
- GANGNERY, A., BACHER, C. & BUESTEL, D. (2001): Assessing the production and the impact of cultivated oysters in the Thau lagoon (Mediterranee, France) with a population dynamic model. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 88: 1012-1020.
- GARDNER, J. A. JR., WOODAL, W. R., STAATS, A. A. & NAPOLI, J. F. (1976): The invasion of the Asiatic clam (*Corbicula manilensis* Philippi) in the Altamaha River, Georgia. *Nautilus*, 90(3): 117-125.
- GAYANILO, F. C., SORIANO, M. & PAULY, D. (1989): A draft guide to the Compleat ELEFAN. *ICLARM*, 2: 70 pp..
- GAYANILO, F. C., SPAREE, P. & PAULY, D. (2005): The FAO-ICLARM Stock Assessment Tools (FiSAT II) User's Guide. *FAO Computerized Information Series (Fisheries)*. Rome.

- GERRITSEN, J., HOLAND, A. F. & IRVINE, D. E. (1994): Suspension-feeding bivalves and the fate of primary production: an estuarine model applied to Chesapeake Bay. *Estuaries*, 17: 403-416.
- GIESE, A. C. (1969): A new approach to the biochemical composition of the mollusc body. *Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev.*, 7: 175-229.
- GIRARDI, H. (1990): Deux bivalves d'eau douce récents pour la faune française (Mollusca, Bivalvia). *Bull. Soc. Et. nat. Vaucluse*, 1989-1990, 87-93.
- GOSS, L. B. & CAIN, C. JR. (1977): Power plant condenser and service water system fouling by *Corbicula*, the Asiatic clam. En: *Biofouling Control Procedures*. Jensen, L. D. (Ed.), Marcel Dekker, Inc., New York. pp. 11-17.
- GRACZYK, T. K., FAYER, R., CRANFIELD, M. R. & CONN, D. B. (1997): In vitro interactions of Asian Freshwater Clam (*Corbicula fluminea*) hemocytes and *Cryptosporidium parvus* oocysts. *Appl. Environ. Microbiol.*, 63: 2910-2912.
- GRANEY, R., CHERRY, D., RODGERS, J. & CAIRNS, J. (1980): The influence of thermal discharges and substrate composition on the population structure and distribution of the Asiatic clam, *Corbicula fluminea*, in the New river, Virginia. *Nautilus*, 94(4): 130-134.
- GROSHOLZ, E. (2002): Ecological and evolutionary consequences of coastal invasions. *Trends Ecol. Evol.*, 17: 22-27.
- GRUET, Y. (1992): Un nouveau mollusque bivalve pour notre région: *Corbicula* sp. (Heterodonta: Sphaeriacea). *Bull. Soc. Sc. Nat. Ouest de la France, nov. ser.*, 14(2): 37-43.
- GULLAND, J. A. & HOLT, S. J. (1959): Estimation of growth parameters for data at unequal time intervals. *J. Cons. CIEM*, 25(1): 47-49.

GUNNING, G. E. & SUTTKUS, R. D. (1966): Occurrence and distribution of Asiatic clam, *Corbicula leana*, in Pearl River, Louisiana. *Nautilus*, 79(4): 113-116.

GWAK, W. & TANAKA, M. (2002): Changes in RNA, DNA and protein contents of laboratory-reared Japanese flounder *Paralichthys olivaceus* during metamorphosis and settlement. *Fisheries Sci.*, 68: 27-33.

## H

HACHIRI, S. & HIGASHI, S. (1970): Spermiogenesis in the freshwater mussel *Corbicula sandai*. *J. Educ. Dept. Shiga Univ. Nat. Sci.*, 20: 35-39.

HAESLOOP, U. (1992): Establishment of the Asiatic clam *Corbicula cf. fluminalis* in the Tidel Weser River (N. Germany). *Arch. Hydrobiol.*, 126(2): 175-180.

HAINES, T. A. (1980): Seasonal patterns of muscle RNA/DNA in black crappie *Pomoxis nigromaculatus*. *Env. Biol. Fish.*, 5(1): 67-70.

HAKENKAMP, C. C. & PALMER, M. A. (1999): Introduced bivalves in freshwater ecosystems: the impact of *Corbicula fluminea* on organic matter dynamics in a sandy stream. *Oecologia*, 119: 445-451.

HAKENKAMP, C. C., RIBBLETT, S. G., PALMER, M. A., SWAN, C. M., REID, J. W. & GOODISON, M. R. (2001): The impact of an introduced bivalve (*Corbicula fluminea*) on the benthos of a sandy stream. *Freshwater Biol.*, 46: 491-501.

HALL, J. J. (1984): Production of immature *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Corbiculidae), in Lake Norman, North Carolina. *Nautilus*, 98(4): 153-159.

HAMBURGER, K., DALL, P. C. & LINDEGAARD, C. (1994): Energy metabolism of *Chironomus anthracinus* (Diptera: Chironomidae) from the profundal

- zone of Lake Esrom, Denmark, as a function of body size, temperature and oxygen concentrations. *Hydrobiologia*, 294: 43-50.
- HAMBURGER, K., DALL, P. C. & LINDEGAARD, C. (1995). Effects of oxygen deficiency on *Chironomus anthracinus* (Diptera, Chironomidae) under laboratory and field conditions. *Hydrobiologia*, 297: 187-200.
- HAMBURGER, K., DALL, P. C. & LINDEGAARD, C. (1996): The role of glycogen during the ontogenesis of *Chironomus anthracinus* (Chironomidae, Diptera). *Hydrobiologia*, 318: 51-59.
- HAMBURGER, K., DALL, P. C., LINDEGAARD, C. & NILSON, I. B. (2000): Survival and energy metabolism in an oxygen deficient environment. Field and laboratory studies on the bottom fauna from the profundal zone of Lake Esrom, Denmark. *Hydrobiologia*, 432: 173-188.
- HANNA, G. D. (1966): Introduced mollusks of western North America. California. *Academy of Sciences Occasional Papers*, 48:1-108.
- HEARD, W. H. (1964): *Corbicula fluminea* in Florida. *Nautilus*, 77: 105-107.
- HEARD, W. H. (1964): Sexuality and other aspects of reproduction in *Anodonta*. *Malacologia*, 15: 81-103.
- HEINSOHN, G. E. (1958): *Life history and ecology of the freshwater clam, Corbicula fluminea*. Tesis Doctoral. Universidad de California. Santa Barbara. 64 pp..
- HERNÁNDEZ, A., MARTÍN VASALLO, P., TORRES, A. & SALIDO, E. (1994): Análisis del RNA: estudio de la expresión génica. *Nefrología*, 14(2): 145-162.
- HILLIS, D. M. & MAYDEN, R. L. (1985): Spread of the Asiatic clam *Corbicula* (Bivalvia: Corbiculidae) into the new world tropics. *Southwest. Nat.*, 30: 454-456.
- HOAGLAND, K. E. (1984): Sententia: Use of the terms protandry, protogyny and hermaphroditism in malacology. *Am. Malacol. Bull.*, 3(1): 85-88.

- HOEH, W. R., BOGAN, A. E. & HEARD, W. H. (2001): A phylogenetic perspective on the evolution of morphological and reproductive characteristics in the *Unionida*. En: *Ecology and evolution of the freshwater Mussels Unionida*. Baue, G. & Wächtler, K. (Ed.), Springer, Berlin & Heidelberg. pp. 257-280.
- HOLLAND, D. A. (1978): Lipid reserves and energy metabolism in the larvae of benthic marine invertebrates. En: *Biochemistry and biophysical perspectives in marine biology. Vol. 4*. Malins, D. C. & Sargent, J. R. (Eds.), Academic Press, London. pp. 85-123.
- HORNBAACH, D. J. (1992): Life history traits of a riverine population of the Asian clam *Corbicula fluminea*. *Am. Mid. Nat.*, 127(2): 248-257.
- HOULIHAN, D. F. (1991): Protein turnover in ectotherms and its relationships to energetics. En: *Advances in comparative and environmental physiology. Vol. 7*. Gilles, R. (Ed.), Springer-Verlag, Heidelberg. pp. 1-43.
- HOWLET, D. & BAKER, R. (1999): *Corbicula fluminea* (Muller): new to U.K. *J. Conchol.*, 36(6): 83.
- HUBENOV, Z. (2001): *Corbiculidae*: A new family to the Bulgarian recent malacofauna (Mollusca: Bivalvia). *Acta Zool. Bulg.*, 53(3): 61-66.

## I

- IBIAM, U. & GRANT, A. (2005): RNA/DNA relations as a sublethal endpoint for large-scale toxicity tests with the nematode *Caenorhabditis elegans*. *Environ. Toxicol. Chem.*, 24(5): 1155-1159.
- ILARRI, M. I., ANTUNES, C., GUILHERMINO, L. & SOUSA, R. (2011): Massive mortality of the Asian clam *Corbicula fluminea* in a highly invaded area. *Biol., Invasions*, 13: 277-280.

- ISOM, B. G. (1974): Mussels of the Green River, Kentucky. *Trans. Kent. Acad. Sci.*, 35(1-2): 55-57.
- ISOM, B. G. (1986): Historical review of Asiatic clam (*Corbicula*) invasion and biofouling of waters and industries in the Americas. *Bull. Am. Malac. Union*, Special edition, 2: 1-5.
- ISOM, B. G., BOWMAN, C. F., JOHNSON, J. T. & RODGERS, E. B. (1986): Controlling *Corbicula* (Asiatic clams) in complex Power Plant and industrial water systems. *Bull. Am. Malac. Union*, Special edition, 2: 95-98.
- ITUARTE, C. F. (1981): Primera noticia de la introducción de pelecípodos asiáticos en el área Rioplatense (*Mollusca, Corbiculidae*). *Neotropica*, 27(77): 79-82.
- ITUARTE, C. F. (1985): Growth dynamics in a natural population of *Corbicula fluminea* (Bivalvia, Sphaeriacea) at Punta Atalaya, Río de La Plata, Argentina. *Stud. Neotrop. Fauna Envir.*, 4: 217-225.
- ITUARTE, C. F. (1994): *Corbicula* and *Neocorbicula* (Bivalvia: Corbiculidae) in the Paraná, Uruguay and Río de La Plata Basins. *Nautilus*, 107(4): 129-135.

## J

- JANECH, M. G. & HUNTER, R. D. (1995): *Corbicula fluminea* in a Michigan River: Implications for low temperature tolerance. *Malacol. Rev.*, 28:119-124.
- JIMÉNEZ, S. (2004): *Biología reproductora, desarrollo larvario y dinámica poblacional de Corbicula fluminea (Müller, 1774) (Bivalvia: Corbiculidae) en el río Miño (Pontevedra, España)*. Tesis Doctoral. Universidad Complutense de Madrid. 203 pp..

JOHNSON, P. D. & MCMAHON, R. F. (1998): Effects of temperature and chronic hypoxia on survivorship of the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) and Asian clam (*Corbicula fluminea*). *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 55: 1564-1572.

JONES, L. A. & RICCIARDI, A. (2005): Influence of physicochemical factors on the distribution and biomass of invasive mussels (*Dreissena polymorpha* and *Dreissena bugensis*) in the St. Lawrence River. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 62: 1953-1962.

JOVIĆ, M., STANKOVIĆ, A., SLAVKOVIĆ-BESKOSKI, L., TOMIĆ, I., DEGGETO, S. & STANKOVIĆ, S. (2011): Mussels as a bio-indicator of the environmental quality of the coastal water of the Boka Kotorska Bay (Montenegro). *J. Serb. Chem. Soc.*, 76(6): 933-946.

JOY, J. E. (1985): A 40 week study on growth of the Asian clam, *Corbicula fluminea* (Müller), in the Kanawha River, West Virginia. *Nautilus*, 99(4): 110-116.

## K

KARATAYEV, A. Y., HOWELLS, R. G., BURLAKOVA, L. E. & SEWELL, B. D. (2005): History of spread and current distribution of *Corbicula fluminea* (Müller) in Texas. *J. Shellfish Res.*, 24(2): 553-559.

KENCHINGTON, E. L. R. (1994): Spatial and temporal variation in adductor muscle RNA/DNA ratio in sea scallops (*Placopecten magellanicus*) in the Bay of Fundy, Canada. *J. Shellfish Res.*, 13: 19-24.

KENNEDY, V. & VAN HUEKELEM, L. (1985): Gametogenesis and larval production in a population of the introduced Asiatic clam, *Corbicula* sp. (Bivalvia: Corbiculidae), in Maryland. *Biol. Bull.*, 168: 50-60.

KIM, S. K., ROSENTHAL, H., CLEMMESSEN, C., PARK, K. Y., KIM, D. H., CHOI, Y. S. & SEO, H. C. (2005): Various methods to determine the gonadal

- development and spawning season of the purplish Washington clam, *Saxidomus purpuratus* (Sowerby). *J. Appl. Ichthyol.*, 21: 101-106.
- KING, C., LANGDON, C. & COUNTS III, C. (1986): Spawning and early development of *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Corbiculidae) in laboratory culture. *Am. Malac. Bull.*, 4: 81-88.
- KINZELBACH, R. (1991): Die Körbchenmuscheln *Corbicula fluminalis*, *Corbicula fluminea* und *Corbicula fluviatilis* in Europa (Bivalvia: Corbiculidae). *Mainzer Naturw. Archiv*, 29: 215-228.
- KOHATA, K., HIWATARI, T. & HAGIWARA, T. (2003): Natural water-purification system observed in a shallow coastal lagoon: Matsukawaura, Japan. *Mar. Pollut. Bull.*, 47: 148-154.
- KOLAR, C. S. & LODGE, D. M. (2001): Progress in invasion biology: predicting invaders. *Trends Ecol. Evol.*, 16: 199-204.
- KOMARU, A. & KONISHI, K. (1996): Ultrastructure of biflagellate spermatozoa in the freshwater clam, *Corbicula leana* (Prime). *Invert. Reprod. Dev.*, 29: 193-197.
- KOMARU, A. & KONISHI, K. (1999): Non reductional spermatozoa in three shell colour types of the freshwater clam *Corbicula fluminea* in Taiwan. *Zool. Sci.*, 16: 105-108.
- KOMARU, A., KONISHI, K., NAKAYAMA, I., KOYABASHI, T., SAKAI, H. & KAWAMURA, K. (1997): Hermaphroditic freshwater clams in the genus *Corbicula* produce non-reductional spermatozoa with somatic DNA content. *Biol. Bull.*, 193: 320-323.
- KONISHI, K., KAWAMURA, K., FURUITA, H. & KOMARU, A. (1998): Spermatogenesis of the freshwater clam *Corbicula* aff. *fluminea* Müller (Bivalvia: Corbiculidae). *J. Shellfish Res.*, 17(1): 185-189.

- KOOP, J. H. E., SCHÄFFER, M., ORTMANN, C. & WINKELMANN, C. (2008): Towards environmental assessment of river ecosystems by analyzing energy reserves of aquatic invertebrates. *Limnologica*, 38: 378-387.
- KORNIUSHIN, A. V. & GLAUBRECHT, M. (2003): Novel reproductive modes in freshwater clams: brooding and larval morphology in Southeast Asian taxa of *Corbicula* (Mollusca, Bivalvia, Corbiculidae). *Acta Zool.-Stockholm*, 84: 293-315.
- KRAEMER, L. R. (1978): *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Sphaeriacea): The functional morphology of its hermaphroditism. *Bull. Am. Malac. Union*, 1978: 40-49.
- KRAEMER, L. R. (1979): Juvenile *Corbicula*: Their distribution in the Arkansas River Benthos. En: *Proceedings, First International Corbicula Symposium*. Britton, J. C. (Ed.), Texas Christian University, Fort Worth, TX. pp. 89-97.
- KRAEMER, L. R. (1983): Ontogenetic aspects of biflagellate sperm in *Corbicula fluminea* (Müller) (Bivalvia: Sphaeriacea). *Trans. Am. Microsc. Soc.*, 102: 88.
- KRAEMER, L. R. (1986): Biological basis of behavior in *Corbicula fluminea*, I. Functional morphology of some trophic activities. En: *Proceedings of the Second International Corbicula Symposium*. Britton, J. C. (Ed.), *Am. Malacol. Bull.*, Special Edition, 2: 187-191.
- KRAEMER, L. R. & GALLOWAY, M. (1986): Larval development of *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Corbiculacea): An appraisal of its heterochrony. *Am. Malac. Bull.*, 4(1): 61-79.
- KRAEMER, L. R. & LOTT, S. (1977): Microscopic anatomy of the visceral mass of *Corbicula* (Bivalvia: Sphaeriacea). *Bull. Am. Malac. Union, Inc.* 48-56 pp..
- KRAEMER, L. R., SWANSON, C., GALLOWAY, M. & KRAEMER, R. (1986): Biological

bases of behavior in *Corbicula fluminea*, II. Functional morphology of reproduction and development and review of evidence for self-fertilization. *Bull. Am. Malac. Union*, Special edition, 2: 193-201.

KRUSKAL, H. W. & WALLIS, W. A. (1952): Use of ranks in one-criterion variance analysis. *J. Am. Statist. Assoc.*, 47 (260): 583-621.

## L

LACHNER, E. A., ROBINS, C. R. & COURTENAY, W. R. (1970): Exotic fishes and other aquatic organisms introduced into North America. *Smithsonian Contrib. Zool.*, 59: 1-29.

LAGADIC, L., CAQUET, T., AMIARD, J. C. & RAMADE, F. (1997): Utilisation de biomarqueurs pour la surveillance de la qualite de l'environnement. Lavoisier, Paris.

LARRETXEA, X. (1995): *Estudios de crecimiento en Cerastoderma edule (L.) (Bivalvia: Caediidae): bases fisiológicas de la producción individual*. Tesis Doctoral. Universidad de País Vasco.

LEE, T., SIRIPATRAWAN, S., ITUARTE, C. F. & FOIGHIL, D. (2005): Invasion of the clonal clams: *Corbicula* lineages in the New World. *Am. Malacol. Bull.*, 20: 113-122.

LEFF, L. G., BURCH, J. L. & MCARTHUR, J. V. (1990): Spatial distribution, seston removal and potential competitive interactions of the bivalves *Corbicula fluminea* and *Elliptio complanata*, in a coastal plain stream. *Freshwater Biol.*, 24: 409-416.

LENAT, D. R. & WEISS, C. M. (1973): *Distribution of benthic macroinvertebrates in Lake Wylie North Carolina - South Carolina*. Dep. Environ. Sci. Eng., Publ. N°. 331. Escuela de Salud Pública, University of Carolina. Chapel Hill.

- LE PENNEC, G. & LE PENNEC, M. (2001): Evaluation of the toxicity of chemical compounds using digestive acini of the bivalve mollusk *Pecten maximus* L. maintained alive *in vitro*. *Aquat. Toxicol.*, 53: 1-7.
- LEVENE, H. (1960): Robust tests for equality of variances. En: *Contributions to probability and statistics: essays in honor of Harold Hotelling*. Olkin, I. (Eds.), Stanford University Press, Palo Alto, California. pp. 278-292.
- LÉVÊQUE, C. (1973): Dynamique des peuplements, biologie et estimation de la production des mollusques benthiques du Lac Tchad. *Cah. ORSTOM sér. Hydrobiol.*, 7: 117-147.
- LI, Q., LIU, W. G., SHIRASU, K., CHEN, W. M. & JIANG, S. X. (2006): Reproductive cycle and biochemical composition of the Zhe oyster *Crassostrea plicatula* Gmelin in an eastern coastal bay of China. *Aquaculture*, 261: 752-759.
- LI, Q., OSADA, M. & MORI, K. (2000): Seasonal biochemical variation in Pacific oyster gonadal tissue during sexual maturation. *Fish. Sci.*, 66: 502-508.
- LIU, W. G., LI, Q., YUAN, Y. D. & ZHANG, S. H. (2008): Seasonal variations in reproductive activity and biochemical composition of the cockle *Fulvia mutica* (Reeve) from eastern coast of China. *J. Shellfish Res.*, 27: 405-411.
- LODEIROS, C. J. M., FERNÁNDEZ, R. I., BONMATI, A., HIMMELMAN, J. H. & CHUNG, K. S. (1996): Relation of RNA/DNA ratios to growth for the scallop *Euvoia (Pecten) ziczac* in suspended culture. *Mar. Biol.*, 126: 245-251.
- LODGE, D. M. (1993): Biological invasions: lessons for ecology. *Trends Ecol. Evol.*, 8: 133-137.
- LOIS, S. (2010): New records of *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) in Galicia (Northwest of the Iberian Peninsula): Mero, Sil and Deva rivers. *Aquat. Invas.*, 5(2): 17-20.

- LÓPEZ, C. B., CLOERN, J. E., SCHRAGA, T. S., LITTLE, A. J., LUCAS, L. V., THOMPSON, J. K. & BURAU, J. R. (2006): Ecological values of shallow-water habitats: implications for the restoration of disturbed ecosystems. *Ecosystems*, 9: 422-440.
- LÓPEZ, M. A. & ALTABA, C. R. (1997): Presencia de *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) (Bivalvia: Corbiculidae) al Delta de L'Ebre. *Bull. Parc. Nat. Delta l'Ebre*, 10: 20-22.
- LÓPEZ-BAREA, J. & PUEYO, C. (1998): Mutagen content and metabolic activation of promutagens by molluscs as biomarkers of marine pollution. *Mutat. Res.*, 399: 3-15.
- LUOMA, S. N. & CARTER, J. L. (1991): Effects of trace metal son aquatic benthos. En: *Metal ecotoxicology: concepts and applications*. Newman, M. C. & McIntosh, A. W. (Eds.), Lewis. pp. 261-300.
- M**
- MACISSAC, H. J., KETELAARS, H. A. M., GRIGOROVICH, I. A., RAMCHARAN, C. W. & YAN, N. D. (2000): Modeling *Bythotrephes longimanus* invasions in the Great Lakes basin based on its European distribution. *Arch. Hydrobiol.*, 149: 1-21.
- MACK, R. N., SIMBERLOOF, D., LONSDALE, W. M., EVANS, H., CLOUT, M. & BAZZAZ, F. A. (2000): Biotic invasions: causes epidemiology, global consequences and control. *Ecol. Appl.*, 10: 689-710.
- MACKIE, G. L. (1979): Growth dynamics in natural populations of *Sphaeriidae* clams (*Spaherium*, *Musculium*, *Pisidium*). *Can. J. Zool.*, 57: 441-456.
- MACKIE, G. L. (1984): Bivalves. En: *The Mollusca. Volume 7. Reproduction*. Tompa, A. S., Verdonk, N. H. & Van den Biggelaar, J. A. M. (Eds.), London, Academic Press. pp. 351-418.

- MACPHEE, D. D. (1986): A mechanical strainer design for *Corbicula* fouling prevention in the service water system at Arkansas nuclear one, unit 2. *Am. Malac. Bull.*, Special edition, 2: 59-61.
- MALAVASI, D., FABBRI, R. & BERNARDONI, A. (1999): First signalizing in the middle Po River of Asian clam *Corbicula fluminea* Mueller (Mollusca Bivalvia Corbiculidae). *Pianura*, 11: 183-185.
- MANNINO, A. & MONTAGNA, P. (1997): Small-scale spatial variation of macrobenthic community structure. *Estuaries*, 20: 159-173.
- MANSUR, M. C. D., CALLIL, C. T., CARDOSO, F. F. & IBARRA, J. A. A. (2004): Uma retrospectiva e mapeamento da invsão de espécies de *Corbicula* (Mollusca, Vivalvia, Veneroida, Corbiculidae) oriundas do sudeste asiático, na América do Sul. En: *Água de lastro e bionvasão*. Silva, J. S. V. & Souza, R. C. C. L. (Eds.), Interciências, Río de Janeiro. pp. 39-58.
- MARCANO, J., PRIETO, A., LÁREZ, A., ALIÓ, J. J. & SANABRIA, H. (2005): Growth and mortality of *Pinctada imbricata* (Mollusca: Pteridae) in Guamachito, Araya Peninsula, Sucre State, Venezuela. *Cienc. Mar.*, 31(2): 387-397.
- MARESCAUX, J., PIGNEUR, L. & VAN DONINCK, K. (2010): New records of *Corbicula* clams in French rivers. *Aquat. Invas.*, 5(1): 35-39.
- MARONEZE, D. M., COSCARELLI, D., VIDIGAL, T. H. D. A. & CALLISTO, M. (2011): First record of *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) in the drainage basin of the Araguari River, Minas de Gerais, Brazil. *Braz. J. Biol.*, 71(1): 221-222.
- MARTÍNEZ, E. (1987): *Corbicula manilensis* molusco introducido en Venezuela. *Acta Cient. Venez.*, 38: 384-385.
- MARTINS, J. C., LEÃO, P. N. & VASCONCELOS, V. (2009): Differential protein expression in *Corbicula fluminea* upon exposure to *Microcystis aeruginosa* toxic strain. *Toxicon*, 53: 409-416.

- MASSAPINA, C., JOAQUIM, S., MATIAS, D. & DEVAUCHELLE, N. (1999): Oocyte and embryo quality in *Crassostrea gigas* (Portuguese strain) during a spawning period in Algarve, South Portugal. *Aquat. Living Resour.*, 12: 327-333.
- MATHIEU, M. & LUBET, P. (1993): Storage tissue metabolism and reproduction in marine bivalves - A brief review. *Invertebr. Repr. Dev.*, 23: 123-129.
- MATTHEWS, M. A. & MCMAHON, R. F. (1999): Effects of temperature and temperature acclimation on survival of zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) and Asian clam (*Corbicula fluminea*) under extreme hypoxia. *J. Molluscan Stud.*, 65: 317-325.
- MATTICE, J. S. (1983): Interactions of *Corbicula* sp. with power plants. En: *Proceedings, First International Corbicula Symposium*. Britton, J. C. (Ed.), Texas Christian University, Fort Worth, Texas. pp 119-138.
- MATTICE, J. S. (1983): Freshwater macrofouling and control with emphasis on *Corbicula*. Proceedings of EPRI Symposium on Condenser Macrofouling Control Technologies, The state of the Art, Massachusetts.
- MATTICE, J. S. & DYE, L. L. (1976): Thermal tolerance of the adult Asiatic clam. En: *2<sup>nd</sup> Proceedings of Thermal Ecology Symposium*. Esch, G. W. & McFarlane, R. W. (Eds.), Symp. Ser., Washington, D.C. pp. 130-135.
- MATTICE, J. S. & WRIGHT, L. L. (1986): Aspects of growth of *Corbicula fluminea*. *Am. Malac. Bull.*, Special edition, 2: 167-178.
- MAYRAND, E., PELLERIN-MASSICOTTE, J. & VINCENT, B. (1994): Small scale variability of biochemical indices of growth in *Mya arenaria* (L.). *J. Shellfish Res.*, 13: 119-205.
- MCMAHON, R. F. (1979): Tolerance of aerial exposure in the Asiatic freshwater clam, *Corbicula fluminea* (Müller). En: *Proceedings of First International Corbicula Symposium*. Britton, J. C. (Ed.), Texas Christian University,

Forth Worth, TX. pp. 227-241.

McMAHON, R. F. (1983): Ecology of an invasive pest bivalve, *Corbicula*. En: *The Mollusca*, 6. Russel-Hunter, W. D. (Ed.), Academic press Inc., New York. pp. 505-561.

McMAHON, R. F. (1991): Mollusca: Bivalvia. En: *Ecology and classification of North American Freshwater Invertebrates*. Thorp, J. H. & Covich, A. P. (Eds.), Academic press, Orlando. pp. 315-399.

McMAHON, R. F. (1999): Invasive characteristics of the freshwater bivalve *Corbicula fluminea*. En: *Nonindigenous Freshwater Organisms: Vectors, Biology and Impacts*. Claudi, R. & Leach, J. H. (Eds.), Lewis Publishers, CRC Press, London, UK., pp. 305-313.

McMAHON, R. F. (2000): Invasive characteristics of the freshwater bivalve *Corbicula fluminea*. En: *Nonindigenous Freshwater Organisms: Vectors, Biology and Impacts*. Claudi, R. & Leach, J. H. (Eds.), Lewis Publishers, Boca Raton, Florida. pp. 315-343.

McMAHON, R. F. (2002): Evolutionary and physiological adaptations of aquatic invasive animals: r selection versus resistance. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 59: 1235-1244.

McMAHON, R. F. & BOGAN, A. E. (2001): Mollusca: Bivalvia. En: *Ecology and classification of North American freshwater invertebrates*. 2ª Edición. Thorp, J. H. & Covich, A. P. (Eds.), San Diego, CA: Academic Press. pp. 331-430.

McMAHON, R. F. & WILLIAMS, C. J. (1986): A reassessment of growth rate, life span, life cycles and population dynamics in a natural population and field caged individuals of *Corbicula fluminea* (Müller) (Bivalvia: Corbiculacea). *Am. Malac. Bull.*, Special edition, 2: 151-166.

MEISTER, A. (1997): *Lebenszyklus, Autoökologie und Populationsoekologie der Korbchenmuscheln Corbicula fluminea und Corbicula fluminalis*

- (*Bivalvia, Corbiculidae*) im Inselrhein [Life cycle, autecology and population ecology of the Asiatic clams *Corbicula fluminea* and *Corbicula fluminalis* (*Bivalvia, Corbiculidae*) in the river Rhine]. *Umweltplan. Arbeits-Umweltschutz* 238. Doctoral Dissertation, Technische Hochschule Darmstadt. 170 pp..
- MELLINA, E. & RASMUSSEN, J. B. (1994): Patterns in the distribution and abundance of zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) in rivers and lakes in relation to substrate and other physicochemical factors. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 51: 1024-1036.
- MEYER, E. (1990): Levels of major body compounds in nymphs of the stream mayfly *Epeorus sylvicola* (PICT.) (Ephemeroptera: Heptageniidae). *Arch. Hydrobiol.*, 117(4): 497-510.
- MILLER, A., PAYNE, B. & ALDRIDGE, D. (1986): Characterization of a bivalve community in the Tangipahoa River, Mississippi. *Nautilus*, 100(1): 18-23.
- MILLER, A. C. & PAYNE, B. S. (1994): Co-occurrence of native freshwater mussels (Unionidae) and the non-indigenous *Corbicula fluminea* at two stable shoals in the Ohio River, USA. *Malacol. Rev.*, 27: 87-97.
- MILLER, W. A., ATWILL, E. R., GARDNER, I. A., MILLER, M. A., FRITZ, H. M., HEDRICK, R. P., MELLI, A. C., BARNES, N. M. & CONRAD, P. A. (2005): Clams (*Corbicula fluminea*) as bioindicators of fecal contamination with *Cryptosporidium* and *Giardia* spp. in freshwater ecosystems in California. *Int. J. Parasitol.*, 35: 673-684.
- MORGAN, D. E., KESER, M., SWENARTON, J. T. & FOERTCH, J. F. (2003): Population dynamics of the Asiatic clam, *Corbicula fluminea* (Müller) in the lower Connecticut River: establishing a foothold in New England. *J. Shellfish Res.*, 22: 193-203.
- MORTON, B. (1977a): The population dynamics of *Corbicula fluminea* (*Bivalvia*:

- Corbiculacea) in Plover Cove Reservoir, Hong Kong. *J. Zool. Lond.*, 181: 21-42.
- MORTON, B. (1977b): The occurrence of inflammatory granulomas in the ctenidial marsupium of *Corbicula fluminea* (Mollusca: Bivalvia): A consequence of larval incubation. *J. Invertebr. Pathol.*, 30: 5-14.
- MORTON, B. (1979): *Corbicula* in Asia. En: *Proceedings, First International Corbicula Symposium*. Britton, J. C. (Ed.), Texas Christian University, Forth Worth, TX. pp. 15-38.
- MORTON, B. (1982): Some aspects of the population structure and sexual strategy of *Corbicula* cf. *fluminalis* (Bivalvia: Corbiculacea) from the Pearl River, People's Republic of China. *J. Moll. Stud.*, 48: 1-23.
- MORTON, B. (1983): The sexuality of *Corbicula fluminea* (Müller) in lentic and lotic waters in Hong Kong. *J. Moll. Stud.*, 49: 81-83.
- MORTON, B. (1986): *Corbicula* in Asia – An updated synthesis. *Am. Malac. Bull.*, Special edition, 2: 113-124.
- MOUTHON, J. (1981): Sur la présence en France et au Portugal de *Corbicula* (Bivalvia, Corbiculidae) originaire d'Asie. *Basteria*, 45: 109-116.
- MOUTHON, J. (2001a): Life cycle and population dynamics of the Asian clam *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Corbiculidae) in the Rhône River at Creys-Malville (France). *Arch. Hydrobiol.*, 151: 571-589.
- MOUTHON, J. (2001b): Life cycle and population dynamics of the Asian clam *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Corbiculidae) in the Saone River at Lyon (France). *Hydrobiologia*, 452: 109-119.
- MOUTHON, J. (2003): Longitudinal and temporal variations of density and size structure of *Corbicula fluminea* (Bivalvia) populations in the Saône and Rhône rivers (France). *Ann. Limnol. – Int. J. Lim.*, 39(1): 15-25.

- MOUTHON, J. & PARGHENTANIAN, T. (2004): Comparison of the life cycle and population dynamics of two *Corbicula* species, *C. fluminea* and *C. fluminalis* (*Bivalvia: Corbiculidae*) in two French canals. *Arch. Hydrobiol.*, 161(2): 267-287.
- MUNJIU, O. & SHUBERNETSKI, I. (2010): First record of Asian clam *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) in the Republic of Moldova. *Aquat. Invas.*, 5(1): 67-70.
- MUNRO, J. L. & PAULY, D. (1983): A simple method of resolution of a distribution into Gaussian components. *ICLARM, Fishbyte*, 1: 5-6.
- MUSSALLI, Y. G., DIAZ-TOUS, I. A. & SICKEL, J. B. (1986): Asiatic clam control by mechanical straining and organotin toxicants. *Am. Malac. Bull.*, Special edition, 2: 83-88.

## N

- NAGEL, K. O. (1989): Ein weiterer Fundort von *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) (Mollusca: Bivalvia) in Portugal. *Mitt. Dtsch. Malakozool. Ges.*, 44/45: 17.
- NAGEL, K. O. (1997): *Corbicula*-Notizen. *Mitt. Dtsch. Malakozool. Ges.*, 59: 11-13.
- NAKAMURA, Y. & KERCIKU, F. (2000): Effects of filter-feeding bivalve on the distribution of water quality and nutrient cycling in a eutrophic coastal lagoon. *J. Marine Syst.*, 26: 209-221.
- NAKATA, K., NAKANO, H. & KIKUCHI, H. (1994): Relationship between egg productivity and RNA/DNA ratio in *Paracalanus* sp. in the frontal waters of the Kuroshio. *Mar. Biol.*, 119: 591-596.
- NARBONNE, J. F., DJOMO, J. E., RIBEIRA, F. V. & GARRIGUES, P. (1999): Accumulation kinetics of polycyclic aromatic hydrocarbons adsorbed to

sediment by the mollusk *Corbicula fluminea*. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, 42: 1-8.

NAVARRO, J. M., IGLESIAS, J. I. P. & LARRAÑAGA, A. (1989): Interannual variation in the reproductive cycle and biochemical of the cockle *Cerastoderma edule* from Mundaca estuary (Biscay, North Spain). *Mar. Biol.*, 101: 503-511.

NGUYEN, L. TH. & DE PAUW, N. (2002): The invasive species (Bivalvia, Corbiculidae) and the sediment quality in Flanders, Belgium. *Belg. J. Zool.*, 132(1): 41-48.

NORKKO, J., NORKKO, A., THRUSH, S. F. & CUMMINGS, V. J. (2005): Detecting growth under environmental extremes: spatial and temporal patterns in nucleic acid ratios in two Antarctic bivalves. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 326: 144-156.

NORKKO, J. & THRUSH, S. F. (2006): Ecophysiology in environmental impact assessment: implications of spatial differences in seasonal variability of bivalve condition. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 326: 175-186.

NUSETTI, O. & MORALES, D. (1988): Crecimiento de algunos tejidos del mejillón *Perna perna* (L. 1758): Composición de ADN, relaciones ARN/ADN y reservas energéticas. *Acta cient. Venez.*, 39: 289-293.

## O

O'CONNOR, T. P. (2002): National distribution of chemical concentrations in mussels and oysters in the USA. *Mar. Environ. Res.*, 53: 117-143.

OJEA, J., MARTÍNEZ, D., NOVOA, S., PAZOS, A. J. & ABAD, M. (2002): Contenido y distribución de glucógeno en relación con el ciclo gametogénico de *Ruditapes decussatus* (L., 1758) en una población natural de las lagunas de Baldaio (Galicia, noroeste de España). *Bol. Inst. Esp. Oceanogr.*, 18(1-4): 307-313.

- OJEA, J., PAZOS, A. J., MARTÍNEZ, D., NOVOA, S., SÁNCHEZ, J. L. & ABAD, M. (2004): Seasonal variation in weight and biochemical composition of the tissues of *Ruditapes decussates* in relation to the gametogenic cycle. *Aquaculture*, 238: 451-468.
- OKUMURA, T., NAGASAWA, T., HAYASHI, I. & SATO, S. (2002): Effects of starvation on RNA:DNA ratio, glycogen content, and C:N ratio in columellar muscle of the Japanese turban shell *Turbo (Batillus) cornutus* (Gastropoda). *Fisheries Sci.*, 68: 306-312.
- OLAZARRI, J. (1986): Almejas del género *Corbicula* en el río Uruguay y sus efluentes de margen izquierdo. En: *Seminario "El Río Uruguay y sus Recursos Pesqueros"*. Comisión Administradora del Río Uruguay, 4: 43-45.
- OLIVAR, M. P., DIAZ, M. V. & CHÍCHARO, M. V. (2009): Tissue effect on RNA:DNA ratios of marine fish larvae. *Sci. Mar.*, 73(1): 171-182.
- ORTEL, J. (1996): Metal-supplemented diets alter carbohydrate levels in tissue and hemolymph of gypsy moth larvae (*Limantria dispar*, Limantriidae, Lepidoptera). *Environ. Toxicol. Chem.*, 15: 1171-1176.
- ORTMANN, C. & GRIESHABER, M. K. (2003): Energy and valve closure behavior in the Asian clam *Corbicula fluminea*. *J. Exp. Biol.*, 206: 4167-4178.
- OSCOZ, J., ACORRETA, A., DURÁN, C. & LARNAD, M. L. (2006): Aportaciones al conocimiento de algunos bivalvos dulceacuícolas en la cuenca del Ebro. *Nat. Aragon.*, 16: 27-36.

## P

- PALMER, M. E. & RICCIARDI, A. (2004): Physical factors affecting the relative abundance of native and invasive amphipods in St. Lawrence River. *Can. J. Zool.*, 82: 1886-1893.

- PARK, G. M. & CHUNG, E. Y. (2004): Histological studies on hermaphroditism, gametogenesis and cyclic changes in the structures of marsupial gills of the introduced Asiatic clam, *Corbicula fluminea*, and the Korean clam, *Corbicula leana*. *J. Shellfish Res.*, 23(1): 179-184.
- PARK, J. K. & KIM, W. (2003): Two *Corbicula* (Corbiculidae: Bivalvia) mitochondrial lineages are widely distributed in Asian freshwater environment. *Mol. Phylogenet. Evol.*, 29: 529-539.
- PARK, J. K., LEE, J. S. & KIM, W. (2002): A single mitochondrial lineage is shared by morphological and allozymatically distinct freshwater *Corbicula* clones. *Mol. Cells*, 14: 315-322.
- PARK, M. S., KANG, C. K. & LEE, P. Y. (2001): Reproductive cycle and biochemical composition for the ark shell *Scapharca broughtonii* (Schrenck) in a southern coastal bay of Korea. *J. Shellfish Res.*, 20: 177-184.
- PARKER, I. M., SIMBERLOFF, D., LONSDALE, W. M., GOODELL, K., WONHAM, M., KAREIVA, P. M., WILLIAMSON, M. H., VON HOLLE, B., MOYLE, P. B., BYERS, J. E. & GOLDWASSER, L. (1999): Impact: Toward a framework for understanding the ecological effects of invaders. *Biol. Invasions*, 1: 3-19.
- PAULY, D. (1986): On improving operation and use of the ELEFAN programs. Part II. Improving the estimation of  $L_0$ . *Fishbyte*, 4: 18-20.
- PAULY, D. (1987): A review the ELEFAN system for analysis of length frequency data in fish and aquatic invertebrates. En: *Length based methods in fisheries research*. Pauly, D. & Morgan, G. R. (Eds.), *ICLARM Conference Proceedings*. International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila, Philippines, and Kuwait Institute for Scientific Research, Safat, Kuwait. pp 7-34.

- PAULY, D. & GASCHÜTZ, G. (1979): A simple method for fitting oscillating length growth data, with a program for pocket calculators. ICES C. M. G: 24. *Demersal fish cttee.* 26 pp..
- PAULY, D. & MUNRO, J. L. (1984): Once more on the comparison of growth in fish and invertebrates. *Fishbyte*, 2(1): 21.
- PAYNE, B. S., MILLER, A. C., HARTFIELD, P. D. & MCMAHON, R. F. (1989): Variation in size demography of lotic populations of *Corbicula fluminea* (Müller). *Nautilus*, 103: 78-82.
- PAZOS, A. J., ROMAN, G., ACOSTA, C. P., ABAD, M. & SÁNCHEZ, J. L. (1997): Seasonal changes in condition and biochemical composition of the scallop *Pecten maximus* L. from suspended culture in the Ría de Arousa (Galicia: NW. Spain) in relation to environmental conditions. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 211(2): 169-193.
- PAZOS, A. J., SÁNCHEZ, J. L., ROMAN, G., PÉREZ-PRALLÉ, M. L. & ABAD, M. (2003): Seasonal changes in lipid classes and fatty acid composition in the digestive gland of *Pecten maximus*. *Comp. Biochem. Physiol., B*, 134: 367-380.
- PEAKALL, D. (1992): *Animal biomarkers as pollution indicators*. Chapman & Hall (Eds.), London, UK. 291 pp.
- PEPLOW, D. & EDMONDS, R. (2005): The effects of mine waste contamination at multiple levels of biological organization. *Ecol. Eng.*, 24: 101-119.
- PÉREZ-BOTE, J. L. & FERNÁNDEZ, J. (2008): First record of the Asian clam *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) in the Guadiana River Basin (southwestern Iberian Peninsula). *Aquat. Invas.*, 3(1): 87-90.
- PÉREZ-CAMACHO, A., DELGADO, M., FERNÁNDEZ-REIRIZ, M. J. & LABARTA, U. (2003): Energy balance, gonad development and biochemical composition in the clam *Ruditapes decussatus*. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 258: 133-145.

- PÉREZ QUINTERO, J. C. (1990): Primeros datos sobre la presencia de *Corbicula fluminea* Muller (Bivalvia, Corbiculidae) en España. I. Biometría. *Scient. Gerund.*, 16(1): 175-182.
- PÉREZ QUINTERO, J. C., BECH, M. & HUERTAS, J. L. (2004): Los moluscos de las aguas continentales de la provincia de Huelva (SO España). *Iberus*, 22: 19-31.
- PÉREZ QUINTERO, J. C. (2007): Diversity, habitat use and conservation of freshwater molluscs in the lower Guadiana River basin (SW Iberian Peninsula). *Aquat. Conserv.-Mar. Freshw. Ecosyst.*, 17: 485-501.
- PÉREZ QUINTERO, J. C. (2008): Revision of the distribution of *Corbicula fluminea* (Müller 1744) in the Iberian Peninsula. *Aquat. Invas.*, 3(3): 355-358.
- PFENNINGER, M., REINHARDT, F. & STREIT, B. (2002): Evidence for cryptic hybridization between different evolutionary lineages of the invasive clam genus *Corbicula* (Veneroidea, Bivalvia). *J. Evolution. Biol.*, 15: 818-829.
- PHELPS, H. L. (1992): *Corbicula* clams as water purifying agents in fish culture and possible food use: Phase III. Report to the University of the District of Columbia Agricultural Experiment Station, Washington, District of Columbia.
- PHELPS, H. L. (1994): *Potential for Corbicula in aquaculture*. Abstracts Aquaculture Seminar, Milford, Connecticut. pp. 319.
- PHELPS, H. L. (1994): The Asiatic clam (*Corbicula fluminea*) invasion and system-level ecological change in the Potomac River estuary near Washington, D.C. *Estuaries*, 17(3): 614-621.
- PICKERING, A. (1981): The concept of biological stress. En: *Stress and Fish*. Pickering, A. (Ed.), Academic Press, London. pp. 1-9.

- PILSBRY, H. A. & BEAQUAERT, J. (1927): The aquatic mollusks of the Belgian Congo with a geographical and ecological account of Congo malacology. *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.*, 53(2): 69-659.
- PIMENTEL, D., LACH, L., ZUNIGA, R. & MORRISON, D. (2000): Environmental and economic costs of nonindigenous species in the United States. *BioScience*, 50: 53-65.
- PIMPÃO, D. M. & MARTINS, D. S. (2008): Ocorrência do molusco asiático *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) (Bivalvia, Corbiculidae) no baixo rio Negro, Amazônia Central. *Acta Amaz.*, 38(3): 589-591.
- POMMEPUY, M., DUMANS, F., CAPRAIS, M. P., CAMUS, P., LEMENNEC, C., PARNAUDEAU, S., HAUGARREAU, L., SARRETTE, B., VILAGINES, P., POTHIER, P., KHOLI, E. & LEGUYADER, F. (2004): Sewage impact on shellfish microbial contamination. *Water Sci. Technol.*, 50: 117-124.
- POWELL, D. G. (1979): Estimation of mortality and growth parameters from the length-frequency in the catch. *Rapp. P.-V. Réun. CIEM*, 175: 167-169.
- PREZANT, R. S. & CHALERMWAT, K. (1984): Flotation of the bivalve *Corbicula fluminea* as a means of dispersal. *Science*, 225: 1491-1493.
- PRUSKI, A. M. & DIXON, D. R. (2002): Effects of cadmium on nuclear integrity and DNA repair efficiency in the gill cells of *Mytilus edulis*. *Aquat. Toxicol.*, 57: 127-137.

## Q

- QIU, A., SHI, A. & KOMARU, A. (2001): Yellow and brown shell color morphs of *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Corbiculidae) from Sicuan province, China, are triploids and tetraploids. *J. Shellfish Res.*, 20(1): 323-328.

**R**

- RACOTTA, I. S., RAMIREZ, J. L., AVILA, S. & IBARRA, A. M. (1998): Biochemical composition of gonad and muscle in the catarina scallop, *Argopecten ventricosus*, after reproductive conditioning under two feeding systems. *Aquaculture*, 163: 111-122.
- RAJAGOPAL, S., VAN DER VELDE, G. & VAATE, A. (2000): Reproductive biology of the Asiatic clam *Corbicula fluminalis* and *Corbicula fluminea* in the river Rhine. *Arch. Hydrobiol.*, 149: 403-420.
- REID, R. G. B., MCMAHON, R. F., FOIGHIL, D. O. & FINNIGAN, R. (1992): Anterior inhalant currents and pedal feeding in bivalves. *The Veliger*, 35: 93-104.
- RENARD, E., BACHMANN, V., CARIOU, M. L. & MORETEAU, J. C. (2000): Morphological and molecular differentiations of invasive freshwater species of the genus *Corbicula* (Bivalvia, Corbiculidae) suggest the presence of three taxa in French rivers. *Mol. Ecol.*, 9: 2009-2016.
- RICCIARDI, A. (2003): Predicting the impacts of an introduced species from its invasion history: an empirical approach applied to zebra mussel invasion. *Freshwater Biol.*, 48: 972-981.
- RICCIARDI, A. & MACISSAC, H. J. (2000): Recent mass invasion of the North American Great Lakes by Ponto-Caspian species. *Trends Ecol. Evol.*, 15: 62-65.
- RICHARDSON, D. M. & PYSEK, P. (2007): Elton, C. S. 1958: The ecology of invasions by animals and plants. London: Methuen. *Progr. Phys. Geog.*, 31(6): 659-666.
- RINNE, J. N. (1974): The introduced Asiatic clam, *Corbicula*, in Central Arizona reservoirs. *Nautilus*, 88: 56-61.

- RÍO-BARJA, F. J. & RODRÍQUEZ-LESTEGÁS, F. (1992): *Os Ríos Galegos, Morfoloxía e Réxime*. (Ed.) Consello da Cultura Galega. Ponencia de Patrimonio Natural. Santiago de Compostela. 333 pp..
- ROBBINS, I., LUBET, P. & BESNARD, J. Y. (1990): Seasonal variations in the nucleic acid content and RNA:DNA ratio of the gonad of the scallop *Pecten maximus*. *Mar. Biol.*, 105: 191-195.
- ROBERT, R., TRUT, G. & LABORDE, J. L. (1993): Growth, reproduction and gross biochemical composition of the Manila Clam *Ruditapes philippinarum* in the Bay of Arcachon, France. *Mar. Biol.*, 116: 291-299.
- RODDICK, D., KENCHINGTON, E., GRANT, J. & SMITH, S. (1999): Temporal variation in sea scallop (*Placopecten magellanicus*) abductor muscle RNA/DNA ratios in relation to gonosomatic cycles, off Digby, Nova Scotia. *J. Shellfish Res.*, 18: 405-413.
- RODGERS, J. H., CHERRY, D. S., DICKSON, K. L. & CAIRNS, J. (1979): Invasion, population dynamics and elemental accumulation of *Corbicula fluminea* in the New River at Glen Lyn, Virginia. En: *Proceedings, First International Corbicula Symposium*. Britton J. C. (Ed.), Texas Christian University, Forth Worth, TX. pp. 99-110.
- RODRIGUES, J. C. A., PIRES-JUNIOR, O. R., COUTINHO, M. F. & MARTINS-SILVA, M. J. (2007): First occurrence of the Asian clam *Corbicula fluminae* (Bivalvia: Corbiculidae) in the Paranoá Lake, Brasília, Brazil. *Braz. J. Biol.*, 67(4): 789-790.
- RODRÍGUEZ, L. & ENTRAIGAS, I: (2004): Estudio poblacional de *Corbicula fluminea* en un sector de la traza urbana del arroyo del Azul. *III Congreso sobre ecología y manejo de ecosistemas acuáticos Pampeanos*. 11-12 de Noviembre. Tandil, Buenos Aires.
- RODRÍGUEZ, M. E. (2000): *Histofisiología de la reproducción de la almeja fina Ruditapes decussatus (Linné, 1758) en la Ría de Arousa (población*

*natural y población de cultivo*). Tesis Doctoral. Universidad de Santiago de Compostela.

- RODRÍGUEZ, S. E., QUINTANA, R., LAMAS, L., AYENSA, G., VELASCO, F. J. & PASCUAL, C. (1993): Etude comparative du cycle gamétogénique et composition biochimique de *Tapes decussatus* et *Ruditapes philippinarum* dans la Ría de Muros y Noya. En: *Bordeaux Aquaculture 92. Production, Environment and Quality (Special Publication)*. Barnabé, G. & Kestemont, P. (Eds.), 18: 503-511.
- ROSA, R. & NUNES, M. L. (2003): Seasonal changes in nucleic acids, amino acids and protein content in juvenile Norway lobster (*Nephrops norvegicus*). *Mar. Biol.*, 143: 565-572.
- RUEDA-SEVILLA, J. (2011): Agulim [Blog Internet]. Valencia – [Citado el 2 de octubre de 2011]. Disponible en: <http://agulim.blogspot.com/2011/10/corbicula-fluminea-otra-exotica.html>
- RUIZ, C., ABAD, M., SEDANO, F., GARCÍA-MARTÍN, L. O. & LÓPEZ, J. L. S. (1992a): Influence of seasonal environment changes on the gamete production and biochemical composition of *Crassostrea gigas* (Thunberg) in suspended culture in El Grove, Galicia, Spain. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 155: 249-262.
- RUIZ, C., MARTÍNEZ, D., MOSQUERA, G., ABAD, M. & SÁNCHEZ, J. (1992b): Seasonal variation in condition, reproductive activity and biochemical composition of the flat oyster, *Ostrea edulis*, from San Cibrán (Galicia, Spain). *Mar. Biol.*, 112: 67-74.
- RUNDLE, S. D., ATTRILL, M. J. & ARSHAD, A. (1998): Seasonality in macroinvertebrates community composition across a neglected ecological boundary, the freshwater-estuarine transition zone. *Aquat. Ecol.*, 32: 211-216.

**S**

- SAINSBURY, K. J. (1980): Effect of individual variability on the von Bertalanffy growth equation. *Can. J. Aquat. Sci.*, 37: 241-247.
- SAKAI, A. K., ALLENDORF, F. W., HOLT, J. S., LODGE, D. M., MOLOFSKY, J., WITH, K. A., BOUGHMAN, S., CABIN, R. J., COHEN, J. E., ELLSTRAND, N. C., MCCAULEY, D. E., O'NEIL, P., PARKER, I. M., THOMPSON, J. N. & WELLER, S. G. (2001): The population biology of invasive species. *Ann. I Rev. Ecol. Syst.*, 32: 305-332.
- SAMBROOK, J., FRITSCH, E. F. & MANIATIS, T. (1989): *Molecular Cloning: a laboratory manual*. Nolan, C. (Ed.), Cold Spring Harbor, New York.
- SANCHO, E., VILLARROEL, M. J., ANDREU, E. & FERRANDO, M. D. (2009): Disturbances in energy metabolism of *Daphnia magna* after exposure to tebuconazole. *Chemosphere*, 74: 1171-1178.
- SANTOS-ARRISCADO, A. L. (2011): *Caracterização hidrodinâmica e sedimentar do estuário do Rio Minho*. Tesis Doctoral. Facultad de Ingeniería de la Universidad de Porto, Portugal. 175 pp.
- SAOUT, C., QUÉRÉ, C., DONVAL, A., PAULET, Y. M., & SAMAIN, J. F. (1999): An experimental study of the combined effects of temperature and photoperiod on reproductive physiology of *Pecten maximus* from the Bay of Brest (France). *Aquaculture*, 172: 301-314.
- SASTRY, A. N. (1963): Reproduction of the bay scallop, *Aequipecten irradians* Lamarck. Influence of temperature on maturation and spawning. *Biol. Bull. Mar. boil. Lab., Woods Hole*, 125: 146-153.
- SCHIEMER, F. & ZALEWSKI, M. (1992): The importance of riparian ecotones for diversity and productivity of riverine fish communities. *Neth. J. Zool.*, 42: 323-335.

- SCHMIDLIN, S. & BAUR, B. (2007): Distribution and substrate preference of the invasion clam *Corbicula fluminea* in the river Rhine in the region of Basel (Switzerland, Germany, France). *Aquat. Sci.*, 9: 153-161.
- SERVIA, M. J., PÉRY, A. R. R., HEYDORFF, M., GARRIC, J. & LAGADIC, L. (2006): Effects of copper on energy metabolism and larval development in the midge *Chironomus riparius*. *Ecotoxicology*, 15: 229-240.
- SHAPIRO, S. S. & WILK, M. B. (1965): An analysis of variance test for normality (complete samples). *Biometrika*, 52 (3-4): 591-611.
- SHIGESADA, N. & KAWASAKI, K. (1997): *Biological Invasions: Theory and Practise*. Oxford University Press, Oxford.
- SICKEL, J. B. (1973): A new record of *Corbicula manilensis* (Philippi) in the Southern Atlantic Slope Region of Georgia. *Nautilus*, 87(1): 11-12.
- SICKEL, J. B. (1979): Population dynamics of *Corbicula* in the Altamaha River, Georgia. En: *Proceedings, First International Corbicula Symposium*. Britton, J. C. (Ed.), Texas Christian University, Forth Worth, TX. pp. 69-80.
- SICKEL, J. B. (1986): *Corbicula* population mortalities: factors influencing population control. En: *Proceedings of the Second International Corbicula Symposium*. Prezant, R. S. (Ed.), *Am. Malacol. Bull.*, Special Edition, 2: 89-94.
- SIEGEL, S. & CASTELLAN, N. J. JR. (1988): *Nonparametric statistics for the behavioral sciences*. 2<sup>a</sup> Ed. McGraw Hill International, Singapore. 399 pp.
- SILVA-CASTIGLIONI, D., DUTRA, B. K., OLIVEIRA, G. T. & BUCKUP, G. B. (2007): Seasonal variations in the intermediate metabolism of *Parastacus varicosus* (Crustacea, Decapoda, Parastacidae), *Comp. Biochem. Phys. A.*, 148, 204-213.

- SILVERMAN, H., ARCHBERGER, E. E., LYNN, J. W. & DIETZ, T. H. (1995): Filtration and utilization of laboratory-cultured bacteria by *Dreissena polymorpha*, *Corbicula fluminea* and *Carunculina texasensis*. *Biol. Bull.*, 189: 308-319.
- SINCLAIR, R. M. (1971a): Annotated bibliography on the exotic bivalve *Corbicula* in North America, 1900-1971. *Sterkiana*, 43: 11-18.
- SINCLAIR, R. M. (1971b): *Corbicula* variation and *Dreissena* parallels. *Biologist*, 53(3): 152-159.
- SINCLAIR, R. M. & ISOM, B. G. (1961): A preliminary report on the introduced Asiatic clam *Corbicula* in Tennessee. *Tennessee Stream Pollution Control Board*. Tennessee Department of Public Health. 31 pp..
- SINCLAIR, R. M. & ISOM, B. G. (1963): Further studies on the introduced Asiatic clam (*Corbicula*) in Tennessee. *Tennessee Stream Pollution Control Board*. Tennessee Department of Public Health. 78 pp..
- SIRIPATRAWAN, S., PARK, J. K. & Ó FOIGHIL, D. (2000): Two lineages of the introduced Asian freshwater clam *Corbicula* occur in North America. *J. Moll. Stud.*, 66: 423-429.
- SLATER, R. J. (1986): *Experiments in molecular biology*. Humana Press. USA. pp. 109-129.
- SMITHSON, J. A. (1986): Development of a *Corbicula* control treatment at the Baldwin Power Station. *Am. Malac. Bull.*, Special edition, 2: 63-67.
- SOUSA, R., ANTUNES, C. & GUILHERMINO, L. (2006a): Factors influencing the occurrence and distribution of *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) in the River Lima estuary. *Ann. Limnol. – Int. J. Lim.*, 42(3): 165-171.
- SOUSA, R., ANTUNES, C. & GUILHERMINO, L. (2007a): Species composition and monthly variation of the Mollusca fauna in the freshwater subtidal area of the River Minho estuary. *Estuar. Coast. Shelf Sci.*, 75: 75-100.

- SOUSA, R., ANTUNES, C. & GUILHERMINO, L. (2008a): Ecology of the invasive Asian clam *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) in aquatic ecosystems: an overview. *Ann. Limnol. – Int. J. Lim.*, 44(2): 85-94.
- SOUSA, R., DIAS, S. & ANTUNES, C. (2006b): Spatial subtidal macrobenthic distribution in relation to abiotic conditions in the Lima estuary, NW of Portugal. *Hydrobiologia*, 559: 135-148.
- SOUSA, R., DIAS, S., GUILHERMINO, L. & ANTUNES, C. (2008c): Minho River tidal freshwater wetlands: threats to faunal biodiversity. *Aquat. Biol.*, 3: 237-250.
- SOUSA, R., DIAS, S., FREITAS, V. & ANTUNES, C. (2008b): Subtidal macrozoobenthic assemblages along the River Minho estuarine gradient (north-west Iberian Peninsula). *Aquatic. Conserv. Freshw. Ecosyst.*, 18: 1063-1077.
- SOUSA, R., FREIRE, R., RUFINO, M., MÉNDEZ, J., GASPAS, M., ANTUNES, C. & GUILHERMINO, L. (2007b): Genetic and shell morphological variability of the invasive bivalve *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) in two Portuguese estuaries. *Estuar. Coast. Shelf. Sci.*, 74: 166-174.
- SOUSA, R., GUILHERMINO, L. & ANTUNES, C. (2005): Molluscan fauna in the freshwater tidal area of the River Minho estuary, NW of Iberian Peninsula. *Ann. Limnol.-Int. J. Lim.*, 41(2): 141-147.
- SOUSA, R., NOGUEIRA, A. J. A., GASPAS, M. B., ANTUNES, C. & GUILHERMINO, L. (2008d): Growth and extremely high production of the non-indigenous invasive species *Corbicula fluminea* (Müller, 1774): Possible implications for ecosystem functioning. *Estuar. Coast. Shelf. Sci.*, 80: 289-295.
- SOUSA, R., RUFINO, M., GASPAS, M., ANTUNES, C. & GUILHERMINO, L. (2008e): Abiotic impacts on spatial and temporal distribution of *Corbicula*

- fluminea* (Müller, 1774) in the River Minho Estuary, Portugal. *Aquat. Conserv.-Mar. Freshw. Ecosyst.*, 18: 98-110.
- SPARRE, P. & VENEMA, S. C. (1991): Introduction to tropical fish stock assessment. Part 1-manual. *FAO Fish. Tech. Pap.*, (306.1) Rev. 1: 376 pp..
- SPEARMAN, C. (1904): The Proof and Measurement of Association between Two Things. *Am. J. Psychol.*, 15: 72-101.
- STARR, M., HIMMELMAN, J. H., THERRIault, J. C. (1990): Direct coupling of marine invertebrate spawning with phytoplankton blooms. *Science*, 274: 1071-1074.
- STITES, D. L., BENKE, A. C. & GILLESPIE, D. M. (1995): Population dynamics, growth and production of the Asiatic clam, *Corbicula fluminea*, in a blackwater river. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 52: 425-437.
- STRAYER, D. L. (1999): Effects of alien species on freshwater molluscs in North America. *J. N. Am. Benthol. Soc.*, 18: 74-98.
- STUIJFZAND, S. C., DRENTH, A., HELMS, M. & KRAAK, M. H. S. (1998): Bioassays using the midge *Chironomus riparius* and the zebra mussel *Dreissena polymorpha* for evaluation of river water quality. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 34: 357-363.
- STUIJFZAND, S. C., DRENTH, A., HELMS, M. & KRAAK, M. H. S. (1998): Bioassays using the midge *Chironomus riparius* and the zebra mussel *Dreissena polymorpha* for evaluation of river water quality. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 34: 357-363.
- STUIJFZAND, S. C., SHEN, D., HELMS, M. & KRAAK, M. H. S. (1996): Effects of pollution in the river Meuse on the midge *Chironomus riparius*. *Proc. Exper. & Appl. Entomol.*, 7: 211-216.

- SURIANI, A. L., FRANÇA, R. S. & ROCHA, O. (2007): A malacofauna bentônica das represas do medio rio Tietê (São Paulo, Brasil) e uma avaliação ecológica das espécies exóticas invasoras, *Melanoides tuberculata* (Müller) e *Corbicula fluminea* (Müller). *Rev. Bras. Zool.*, 24(1): 21-32.
- SWEENEY, P. (2009): First record of Asian clam *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) in Ireland. *Ir. Nat. J.*, 30(2): 147-148.

## T

- TAKEDA, A. M., HIGUTI, J., FUJITA, D. S., & BUBENA, M. R. (2000): Proliferação de uma espécie de bivalve invasora, *Corbicula fluminea*, na área alagável do Alto Paraná (Brasil). En: *Seminário Brasileiro sobre água de lastro*, 1. Arrail do Cabo. 11 pp..
- TAMHANE, A. C. (1977): Multiple comparisons in model 2 one-way ANOVA with unequal variances. *Communications in Statistics, Ser A.*, 6:15-32.
- TAN TIU, A. & PREZANT, R. (1992): The role of environment in shell growth dynamics of the Asian clam *Corbicula fluminea* (Mollusca: Bivalvia). *Malac. Rev.*, 25: 109-117.
- TAYLOR, A. C. & VENN, T. J. (1979): Seasonal variation in weight and biochemical composition of the tissues of the queen scallop, *Chlamys opercularis*, from the Clyde Sea Area. *J. Mar. Biol. Ass. U.K.*, 59: 605-621.
- TIMMERMANN, S. E. & BRIEGEL, H. (1999): Larval growth and biosynthesis of reserves in mosquitoes. *J. Insect Physiol.*, 45: 461-470.
- TUKEY, J. W. (1953): The problem of multiple comparisons. En: *The collected works of John W. Tukey. Volumen 8 (1994)*. Braun, I. (Ed.), Chapman & Hall, New York. pp. 83-100.

**U**

- UNUMA, T., SUZUKI, T., KUROKAWA, T., YAMAMOTO, T. & AKIYAMA, T. (1998): A protein identical to the yolk protein is stored in the testis in male red sea urchin, *Pseudocentrotus depressus*. *Biol. Bull.*, 194: 92-97.
- URRUTIA, M. B., IBARROLA, I., IGLESIAS, J. I. P. & NAVARRO, E. (1999): Energetics of growth and reproduction in a high-tidal population of the clam *Ruditapes decussatus* from Urdaibai Estuary (Basque Country, N. Spain). *J. Sea Res.*, 42: 35-48.
- URRUTIA, M. B., NAVARRO, J. R., CLASING, E. & STEAS, R. A. (2001): The effects of environmental factors on the biochemical composition of the bivalve *Tagelus dombeii* (Lamarck, 1818) (Tellinacea: Solecurtidae) from the intertidal flat of Coihuín, Puerto Montt, Chile. *J. Shellfish Res.*, 20(3): 1077-1087.

**V**

- VAATE, A. (1991): Colonization of the german part of the River Rhine by the Asiatic clam, *Corbicula fluminea* Müller, 1774 (Pelecypoda, Corbiculidae). *Bull. Zool. Mus. Amsterdam*, 13(2): 13-16.
- VAATE, A. & GREIJANUS-KLAAS, M. (1990): The Asiatic clam, *Corbicula fluminea* Müller, 1774 (Pelecypoda, Corbiculidae), a new immigrant in the Netherlands. *Bull. Zool. Mus. Amsterdam*, 12(12): 173-178.
- VAATE, A. & HULEA, O. (2000): Range extension of the Asiatic clam *Corbicula fluminea* (Muller 1774) in the River Danube: first record from Romania. *Lauterbornia*, 38: 23-26.
- VAN HANDEL, E. (1988): Nutrient accumulation in three mosquitoes during larval development and its effect on young adults. *J. Am. Mosquito Contr.*, 4: 374-376.

- VAUGHN, C. C. & HAKENKAMP, C. C. (2001): The functional role of burrowing bivalves in freshwater ecosystems. *Freshwater Biol.*, 46: 1431-1446.
- VEINTENHEIMER-MENDES, I. L. (1981): *Corbicula manilensis* (Philippi, 1984) molusco asiático, na bacia do Jacuí e do Guaíba, Rio Grande do Sul, Brasil (Bivalvia, Corbiculidae). *Iheringia Ser. Zool.*, 60: 63-74.
- VENIER, P., MARON, S. & CANOVA, S. (1997): Detection of micronuclei in gill cells and haemocytes of mussels exposed to benzo[a]pyrene. *Mutat. Res.*, 390: 33-44.
- VIDAL, E. A. G., DIMARCO, P. & LEE, P. (2006): Effects of starvation and recovery on the survival, growth and RNA/DNA ratio in loliginid squid paralarvae. *Aquaculture*, 260: 94-105.
- VIDAL, M. L., BASSÈRES, A. & NARBONNEA, J. F. (2002): Seasonal variations of pollution biomarkers in two populations of *Corbicula fluminea* (Müller). *Comp. Biochem. Physiol. C*, 131: 133-151.
- VILLADOLID, D. V. & DEL ROSARIO, F. G. (1930): Some studies on the biology of Tulla (*Corbicula manilensis* Philippi), a common food clam of Laguna de Bay and its tributaries. *Philipp. Agric.*, 19(6): 355-382.
- VILLARROEL, M. J., SANCHO, E., ANDREU-MOLINER, E. & FERRANDO, M. D. (2009): Biochemical stress response in tetradifon exposed *Daphnia magna* and its relationship to individual growth and reproduction. *Sci. Total Environ.*, 407: 5537-5542.
- VILLENA, M., TARRUELLA, A., CORBELLA, J., PRATS, L., ALBA, D. M., GUILLÉN, G. & QUINTANA, J. (2003): Lista actualizada dels mollucs continentals de Catalunya. *Spira*, 3: 1-29.
- VITOUSEK, D. M., D'ANTONIO, C. M., LOOPE, L. L. & WESTBROOKS, R. (1996): Biological invasions as global environmental change. *Am. Sci.*, 84: 468-478.

VOELZ, N. J., MCMARTHUR, J. V. & RADER, R. B. (1998): Upstream mobility of the Asiatic clam *Corbicula fluminea*: identifying potential dispersal agents. *J. Fresh. Ecol.*, 13 (1): 39-45.

VON BERTALANFFY, L. (1938): A quantitative theory of organic growth. *Huml. Biol.*, 10: 181-213.

VREDE, T., PERSSON, J. & ARONSEN, G. (2002): The influence of food quality (P:C ratio) on RNA:DNA ratio and somatic growth rate of *Daphnia*. *Limnol. Oceanogr.*, 47(2): 487-494.

## W

WALNE, P. R. & MANN, R. (1975): Growth and biochemical composition in *Ostrea edulis* and *Crassostrea gigas*. En: *Proc. 9<sup>th</sup> Europ. Mar. Biol. Symp.* pp. 587-607.

WARD, J. L. & HODGSON, J. R. (1997): The presence of the Asiatic clam, *Corbicula sp.*, from Lake Superior. *J. Freshwat. Biol.*, 12(1): 167-169.

WAY, C. M., HORNBAACH, D. J., MILLER-WAY, C. A., PAYNE, B. S. & MILLER, A. C. (1990): Dynamics of filter feeding in *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Corbiculidae). *Can. J. Zool.*, 68 (1): 115-120.

WAYKAR, B. & DESHMUKH, G. (2012): Evaluation of bivalves as bioindicators of metal pollution in freshwater. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, 88: 48-53.

WETHERALL, J. A. (1986): A new method for estimating growth and mortality parameters from length-frequency data. *ICLARM Fishbyte*, 4(1): 12-14.

WELCH, K. J. & JOY, J. E. (1984): Growth rates of the Asiatic clam, *Corbicula fluminea* (Müller), in the Kanawha river, West Virginia. *Freshwat. Invert. Biol.*, 3(3): 139-142.

WENTWORTH, C. K. (1922): A scale of grade and class terms for clastic sediments. *J. Geol.*, 30: 377-392.

- WHITE, D. S. (1979): The effect of lake-level fluctuations on *Corbicula* and other pelecypods in Lake Texoma, Texas and Oklahoma. En: *Proceedings, First International Corbicula Symposium*. Britton, J. C. (Ed.), Texas Christian University, Forth Worth, TX. pp. 82-88.
- WILLIAMS, C. J. & MCMAHON, R. F. (1986): Power station entrainment of *Corbicula fluminea* (Müller) in relation to population dynamics, reproductive cycle and biotic and abiotic variables. *Am. Malac. Bull.*, Special edition, 2: 99-111.
- WILLIAMS, C. J. & MCMAHON, R. F. (1989): Annual variation of tissue biomass and carbon and nitrogen content in the freshwater bivalve *Corbicula fluminea* relative to downstream dispersal. *Can. J. Zool.*, 67(1): 82-90.
- WILLIAMS, E. H., BUNKLEY, W. L., LILYESTROM, C. G. & ORTIZ-CORPS, E. A. R. (2001): A review of recent introductions of aquatic invertebrates in Puerto Rico and implications for the management of nonindigenous species. *Caribbean J. Sci.*, 37(3-4): 246-251.
- WILLIAMS, A. C., WARREN, M. L., CUMMING, K. S., HARRIS, J. L. & NEVES, R. J. (1993): Conservation status of freshwater mussels of the United States and Canada. *Fisheries*, 18: 6-22.
- WILSON, J. T., PASCOE, P. L., PARRY, J. M. & DIXON, D. R. (1998): Evaluation of comet assay as a method for the detection of DNA damage in cells of a marine invertebrate, *Mytilus edulis* L. (Mollusca, Pelecypoda). *Mutat. Res.*, 399: 87-95.
- WOOD, E. M. (1974): Development and morphology of the glochidium larva of *Anodonta cygnea* (Mollusca: Bivalvia). *J. Zool., Lond.*, 173: 1-13.
- WRIGHT, D. A. & HETZEL, E. W. (1985): Use of RNA/DNA ratios as an indicator of nutritional stress in the American oyster *Crassostrea virginica*. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 25: 199-206.

**Y**

- YAN, H., LI, Q., LIU, W., YU, R. & KONG, L. (2010): Seasonal changes in reproductive activity and biochemical composition of the razor clam *Sinonovacula constricta* (Lamarck, 1818). *Mar. Biol. Res.*, 6: 78-88.
- YONGE, C. M. (1962): On the primitive significance of the byssus in the Bivalvia and its effects in evolution. *J. Mar. Biol. Assoc. U. K.*, 42: 112-125.
- YSEBAERT, T., MEIRE, P., COOSEN, J. & ESSINK, K. (1998): Zonation of intertidal macrobenthos in the estuaries of Schelde and Ems. *Aquat. Ecol.*, 32: 53-71.
- YSEBAERT, T., HERMAN, P. M. J., MEIRE, P., CRAEYMEERSCH, J., VERBEEK, H. & HEIP, C. H. R. (2003): Large-scale spatial patterns in estuaries: estuarine macrobenthic communities in the Schelde estuary, NW Europe. *Estuar. Coast. Shelf S.*, 57: 335-355.

**Z**

- ZANDEE, D. I., KLUYTMANS, J. H., ZURBURG, W. & PIETERS, H. (1980): Seasonal variations in biochemical composition of *Mytilus edulis* with reference to energy metabolism and gametogenesis. *Neth. J. Sea Res.*, 14: 1-29.
- ZAPATER, M., ARAUJO, R., ÁLVAREZ, R. M., NAKAMURA, K. & ALCÁNTARA, M. (2006): Las almejas de agua dulce en Aragón: *Margaritifera auricularia* y otros bivalvos. *Consejo Prot. Nat. Aragón. Zaragoza*. 70 pp..
- ZAVALETA, E. S., HOBBS, R. J. & MONEY, H. A. (2001): Viewing invasive species removal in a whole ecosystem context. *Trends Ecol. Evol.*, 16: 454-459.





**ANEXOS**



## ANEXOS

## ANEXO I: Características físicoquímicas de las estaciones de muestreo.

	Páramos	Camping	La Lenta	La Bohega	Tamuxe
pH	6'90	7'00	7'00	7'11	6'97
Temperatura (°C)	14'82	14'92	15'30	15'39	15'26
Oxígeno (mg/l)	8'94	8'79	9'09	8'74	8'60
Oxígeno (%)	87'29	87'06	87'26	82'61	86'75
Conduct ( S/cm)	103'00	107'36	118'27	273'86	1120'29
Salinidad (psu)	0'18	0'27	0'37	1'97	4'31
Turbidez (UNT)	4'37	1'71	1'29	2'67	1'49
Amonio (mg/l)	0'17	< 0'15	< 0'15	0'86	0'55
Nitritos (mg/l)	< 0'035	< 0'035	< 0'035	0'06	0'05
Nitratos (mg/l)	3'23	3'03	3'32	2'43	2'51
Sólidos en suspensión (mg/l)	4'20	2'40	1'20	3'00	2'80
Ortofosfatos (mg/l)	< 0'05	< 0'05	< 0'05	< 0'05	< 0'05
Dureza (mg/l)	37'00	36'00	32'00	119'50	103'50
Ca <sup>+2</sup> (mg/l)	10'22	8'62	8'02	15'23	12'83
Mg <sup>+2</sup> (mg/l)	2'79	3'52	2'91	19'80	17'37
Clorofila (µg/l)	4'80	< 0'01	4'80	6'40	1'60
Sulfatos (mg/l)	16'08	16'23	15'18	84'80	83'41
Cloruros (mg/l)	12'76	13'29	14'71	243'89	232'80
Cantos grandes (%)	0'00	0'00	0'00	0'00	0'00
Cantos medianos (%)	0'00	0'00	0'00	0'00	0'00
Cantos pequeños (%)	0'00	0'00	0'00	0'00	0'00
Grava muy gruesa (%)	0'00	10'59	0'00	0'00	0'00
Grava gruesa (%)	4'69	5'54	0'00	0'00	0'00
Grava media (%)	4'86	2'53	1'28	4'15	0'00
Grava fina (%)	1'13	0'13	0'19	0'72	0'00
Grava muy fina (%)	10'69	1'20	5'65	14'86	0'00
Arena muy gruesa (%)	15'94	0'76	8'53	18'06	0'23
Arena gruesa (%)	30'27	0'75	32'88	28'95	4'08
Arena media (%)	18'87	1'77	44'48	26'23	63'76
Arena fina (%)	0'93	12'63	4'91	1'09	29'68
Arena muy fina (%)	0'79	31'45	0'2	0'10	0'86
Limo y Arcilla (%)	11'83	32'66	1'88	5'84	1'38
Materia orgánica (%)	1'09	7'80	0'40	0'41	1'05
Long. (m) dragada	125'00	120'00	120'00	145'00	100'00
Superficie dragada (m <sub>2</sub> )	42'50	40'80	40'80	49'30	34'00

**ANEXO II:** Correlaciones entre los parámetros biológicos y los factores abióticos (el color rojo indica la existencia de correlaciones estadísticamente significativas) (Coef.: Coeficiente de correlación de Spearman, Sig.: Nivel de significación) (\* $\alpha \leq 0'05$ , \*\* $\alpha \leq 0'01$ ).

<b>Coeficiente de correlación Ro (<math>\rho</math>) de Spearman</b>							
		<b>Longitud (mm)</b>	<b>P.H. (mg)</b>	<b>P.S. (mg)</b>	<b>Densidad (Ind./m<sup>2</sup>)</b>	<b>Biomasa (g/m<sup>2</sup>)</b>	<b>Biomasa (g AFDW/m<sup>2</sup>)</b>
<b>pH</b>	Coef. ( $\rho$ )	-0'564	-0'564	-0'564	0'205	-0'667	-0'667
	Sig. ( $\alpha$ )	0'322	0'322	0'322	0'741	0'219	0'219
<b>Temperatura (°C)</b>	Coef. ( $\rho$ )	-0'100	-0'300	-0'100	0'374	-0'300	-0'300
	Sig. ( $\alpha$ )	0'873	0'624	0'873	0'535	0'624	0'624
<b>Oxígeno (mg/l)</b>	Coef. ( $\rho$ )	-0'500	-0'700	-0'500	0'100	-0'200	-0'200
	Sig. ( $\alpha$ )	0'391	0'188	0'391	0'873	0'747	0'747
<b>Oxígeno (mg/l)</b>	Coef. ( $\rho$ )	-0'100	-0'200	-0'100	-0'100	0'200	0'200
	Sig. ( $\alpha$ )	0'873	0'747	0'873	0'873	0'747	0'747
<b>Conductividad (<math>\mu</math>S/cm)</b>	Coef. ( $\rho$ )	0'400	0'300	0'400	0'000	0'000	0'000
	Sig. ( $\alpha$ )	0'505	0'624	0'505	1'000	1'000	1'000
<b>Salinidad (psu)</b>	Coef. ( $\rho$ )	0'400	0'300	0'400	0'000	0'000	0'000
	Sig. ( $\alpha$ )	0'505	0'624	0'505	1'000	1'000	1'000
<b>Turbidez (UNT)</b>	Coef. ( $\rho$ )	0'200	0'400	0'200	0'500	0'500	0'500
	Sig. ( $\alpha$ )	0'747	0'505	0'747	0'391	0'391	0'391
<b>Amonio (mg/l)</b>	Coef. ( $\rho$ )	0'600	0'700	0'600	0'500	0'500	0'500
	Sig. ( $\alpha$ )	0'285	0'188	0'285	0'391	0'391	0'391
<b>Nitritos (mg/l)</b>	Coef. ( $\rho$ )	0'700	0'600	0'700	0'700	0'600	0'600
	Sig. ( $\alpha$ )	0'188	0'285	0'188	0'188	0'285	0'285
<b>Nitratos (mg/l)</b>	Coef. ( $\rho$ )	-0'300	-0'500	-0'300	-0'200	-0'100	-0'100
	Sig. ( $\alpha$ )	0'624	0'391	0'624	0'747	0'873	0'873
<b>Sólidos en suspensión (mg/l)</b>	Coef. ( $\rho$ )	0'600	0'700	0'600	0'600	0'800	0'800
	Sig. ( $\alpha$ )	0'285	0'188	0'285	0'285	0'104	0'104
<b>Dureza (mg/l)</b>	Coef. ( $\rho$ )	0'600	0'700	0'600	0'500	0'500	0'500
	Sig. ( $\alpha$ )	0'285	0'188	0'285	0'391	0'391	0'391
<b>Ca<sup>+2</sup> (mg/l)</b>	Coef. ( $\rho$ )	0'600	0'700	0'600	0'500	0'500	0'500
	Sig. ( $\alpha$ )	0'285	0'188	0'285	0'391	0'391	0'391
<b>Mg<sup>+2</sup> (mg/l)</b>	Coef. ( $\rho$ )	0'100	0'200	0'100	0'100	-0'200	-0'200
	Sig. ( $\alpha$ )	0'873	0'747	0'873	0'873	0'747	0'747
<b>Clorofila (<math>\mu</math>g/l)</b>	Coef. ( $\rho$ )	0'205	-0'051	0'205	<b>0'975</b>	0'359	0'359
	Sig. ( $\alpha$ )	0'741	0'935	0'741	<b>0'005**</b>	0'553	0'553
<b>Sulfatos (mg/l)</b>	Coef. ( $\rho$ )	-0'300	0'500	0'300	0'200	0'100	0'100
	Sig. ( $\alpha$ )	0'624	0'391	0'624	0'747	0'873	0'873

**ANEXO II (CONT.):** Correlaciones entre los parámetros biológicos y los factores abióticos (el color rojo indica la existencia de correlaciones estadísticamente significativas) (Coef.: Coeficiente de correlación de Spearman, Sig.: Nivel de significación) (\* $\alpha \leq 0'05$ , \*\* $\alpha \leq 0'01$ ).

<b>Coefficiente de correlación Ro (<math>\rho</math>) de Spearman</b>							
		<b>Longitud (mm)</b>	<b>P.H. (mg)</b>	<b>P.S. (mg)</b>	<b>Densidad (Ind./m<sup>2</sup>)</b>	<b>Biomasa (g/m<sup>2</sup>)</b>	<b>Biomasa (g AFDW/m<sup>2</sup>)</b>
<b>Cloruros (mg/l)</b>	Coef. ( $\rho$ )	0'200	0'100	0'200	0'200	-0'100	-0'100
	Sig. ( $\alpha$ )	0'747	0'873	0'747	0'624	0'873	0'873
<b>Grava gruesa (%)</b>	Coef. ( $\rho$ )	-0'447	-0'112	-0'447	-0'447	-0'224	-0'224
	Sig. ( $\alpha$ )	0'450	0'858	0'450	0'450	0'718	0'718
<b>Grava media (%)</b>	Coef. ( $\rho$ )	-0'100	0'000	-0'100	0'600	0'300	0'300
	Sig. ( $\alpha$ )	0'873	1'000	0'873	0'285	0'624	0'624
<b>Grava fina (%)</b>	Coef. ( $\rho$ )	-0'100	-0'200	-0'100	<b>0'900</b>	0'200	0'200
	Sig. ( $\alpha$ )	0'873	0'747	0'873	<b>0'037*</b>	0'747	0'747
<b>Arena gruesa (%)</b>	Coef. ( $\rho$ )	0'300	0'100	0'300	<b>1'000</b>	0'500	0'500
	Sig. ( $\alpha$ )	0'624	0'873	0'624	<b>&lt;0'01**</b>	0'391	0'391
<b>Arena media (%)</b>	Coef. ( $\rho$ )	0'600	0'300	0'600	0'100	0'300	0'300
	Sig. ( $\alpha$ )	0'285	0'624	0'285	0'873	0'624	0'624
<b>Arena fina (%)</b>	Coef. ( $\rho$ )	-0'300	-0'100	0'300	<b>-1'000</b>	-0'500	-0'500
	Sig. ( $\alpha$ )	0'624	0'873	0'624	<b>&lt;0'01**</b>	0'391	0'391
<b>Limo y Arcilla (%)</b>	Coef. ( $\rho$ )	-0'600	-0'300	-0'600	-0'100	-0'300	-0'300
	Sig. ( $\alpha$ )	0'285	0'624	0'285	0'873	0'624	0'624
<b>Materia orgánica (%)</b>	Coef. ( $\rho$ )	-0'100	0'300	-0'100	-0'500	0'000	0'000
	Sig. ( $\alpha$ )	0'873	0'624	0'873	0'391	1'000	1'000

**ANEXO III:** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Enero</b>	25'81	68	2'63
	25'07	73	2'91
	22'08	44	1'99
	23'66	69	2'92
	23'44	56	2'39
	22'04	52	2'36
	26'31	96	3'65
	21'61	35	1'62
	22'77	56	2'46
	21'53	39	1'81
	20'69	37	1'79
	24'24	61	2'52
	24'82	60	2'42
	35'19	114	3'24
	34'55	86	2'49
	21'96	48	2'19
	17'76	22	1'24
	23'59	64	2'71
	20'42	40	1'96
	23'30	43	1'85
	24'43	68	2'78
	12'89	9	0'70
	13'71	15	1'09
	22'00	45	2'05
	23'21	60	2'59
	24'45	69	2'82
	24'16	53	2'19
	21'21	40	1'89
	20'68	35	1'69
	21'23	46	2'17
21'07	45	2'14	
27'07	94	3'47	
13'42	13	0'97	
24'56	76	3'09	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Enero</b>	15'02	17	1'13
	15'95	24	1'50
	21'30	42	1'97
	39'13	194	4'96
	21'32	41	1'92
	36'74	143	3'89
	8'50	4	0'47
	13'50	16	1'19
	23'24	43	1'85
	24'98	77	3'08
	20'33	44	2'16
	23'67	58	2'45
	21'21	39	1'84
	21'26	45	2'12
	22'39	52	2'32
	22'48	43	1'91
	23'11	54	2'34
	23'43	64	2'73
	14'11	16	1'13
	11'55	9	0'78
	21'80	38	1'74
	23'97	75	3'13
	26'60	97	3'65
	13'43	11	0'82
	23'62	56	2'37
	25'79	66	2'56
	22'99	51	2'22
	24'60	58	2'36
	36'19	148	4'09
	25'07	85	3'39
	22'33	38	1'70
	22'22	55	2'48
21'33	36	1'69	
22'42	56	2'50	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Enero</b>	24'97	94	3'76
	34'51	135	3'91
	22'81	58	2'54
	23'66	73	3'09
	21'68	42	1'94
	21'94	46	2'10
	11'25	8	0'71
	23'07	68	2'95
	21'51	38	1'77
	20'80	35	1'68
	22'38	50	2'23
	22'15	48	2'17
	23'90	56	2'34
	20'05	40	2'00
	21'80	48	2'20
	22'04	53	2'40
	13'19	13	0'99
	22'81	55	2'41
	22'49	38	1'69
	22'33	46	2'06
	19'01	36	1'89
	18'60	28	1'51
	12'10	10	0'83
	18'11	25	1'38
	24'07	48	1'99
	13'24	12	0'91
	10'93	9	0'82
15'25	22	1'44	
21'06	37	1'76	
22'49	36	1'60	
<b>Febrero</b>	35'46	222	6'26
	34'75	224	6'45
	36'34	251	6'91
	31'46	145	4'61

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	26'71	103	3'86
	26'80	95	3'54
	27'99	135	4'82
	23'38	75	3'21
	24'31	71	2'92
	26'93	114	4'23
	26'39	115	4'36
	27'36	119	4'35
	25'59	115	4'49
	26'60	136	5'11
	26'36	107	4'06
	24'92	84	3'37
	26'79	124	4'63
	26'20	114	4'35
	27'94	132	4'72
	27'09	110	4'06
<b>Febrero</b>	26'20	127	4'85
	25'84	108	4'18
	25'56	108	4'23
	26'03	109	4'19
	23'96	58	2'42
	23'40	48	2'05
	27'85	120	4'31
	26'58	100	3'76
	25'56	60	2'35
	25'09	93	3'71
	25'95	97	3'74
	28'51	310	10'87
	18'43	16	0'87
	18'18	18	0'99
	16'92	18	1'06
	16'59	19	1'15
	18'22	17	0'93
	20'46	23	1'12

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	17'36	17	0'98
	20'24	48	2'37
	14'76	10	0'68
	18'50	21	1'14
	15'21	10	0'66
	20'82	35	1'68
	15'24	21	1'38
	14'57	21	1'44
	13'83	19	1'37
	15'30	10	0'65
	17'37	20	1'15
	14'44	19	1'32
	21'32	32	1'50
	19'05	31	1'63
	18'72	22	1'18
	18'42	23	1'25
<b>Febrero</b>	20'39	45	2'21
	18'06	24	1'33
	17'19	14	0'81
	24'39	53	2'17
	24'35	58	2'38
	22'54	47	2'09
	22'76	51	2'24
	21'56	33	1'53
	16'67	20	1'20
	18'31	17	0'93
	20'91	38	1'82
	23'18	49	2'11
	19'37	29	1'50
	16'49	17	1'03
	18'76	25	1'33
	17'88	16	0'89
	17'05	20	1'17
	18'37	23	1'25

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Febrero</b>	19'85	34	1'71
	20'21	24	1'19
	20'99	42	2'00
	17'18	17	0'99
	20'11	36	1'79
	18'51	22	1'19
	16'81	14	0'83
	16'57	19	1'15
	13'88	18	1'30
	14'69	10	0'68
	17'80	13	0'73
	16'45	12	0'73
	16'00	14	0'88
	15'03	19	1'26
	15'37	18	1'17
	14'05	19	1'35
	13'31	16	1'20
	11'35	8	0'70
	12'79	14	1'09
	11'67	6	0'51
	11'37	8	0'70
	10'09	5	0'50
	9'61	5	0'52
	8'81	2	0'23
21'38	33	1'54	
23'84	45	1'89	
26'66	118	4'43	
20'82	32	1'54	
<b>Marzo</b>	27'30	159	5'82
	15'27	26	1'70
	21'28	80	3'76
	20'73	75	3'62
	16'33	26	1'59
	21'81	97	4'45

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	23'47	89	3'79
	26'50	135	5'09
	16'61	28	1'69
	19'48	51	2'62
	16'75	35	2'09
	21'55	46	2'13
	16'72	19	1'14
	27'97	128	4'58
	21'86	58	2'65
	15'17	20	1'32
	26'89	133	4'95
	20'47	59	2'88
	20'11	47	2'34
	27'82	118	4'24
	13'09	15	1'15
	14'90	19	1'28
<b>Marzo</b>	17'31	40	2'31
	16'56	34	2'05
	15'87	26	1'64
	26'61	175	6'58
	28'48	162	5'69
	16'80	24	1'43
	17'07	41	2'40
	24'93	84	3'37
	22'35	60	2'68
	27'55	152	5'52
	16'16	27	1'67
	17'86	45	2'52
	24'59	112	4'55
	20'66	67	3'24
	12'03	12	1'00
	10'56	7	0'66
	10'62	8	0'75
	16'03	33	2'06

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	20'58	48	2'33
	21'81	79	3'62
	16'57	33	1'99
	11'57	11	0'95
	13'22	12	0'91
	18'05	38	2'11
	12'82	16	1'25
	25'35	125	4'93
	26'40	143	5'42
	22'48	78	3'47
	16'79	33	1'97
	16'83	27	1'60
	26'36	116	4'40
	15'39	22	1'43
	10'62	10	0'94
	10'78	6	0'56
<b>Marzo</b>	20'75	85	4'10
	28'26	162	5'73
	16'75	37	2'21
	13'23	15	1'13
	15'47	27	1'75
	27'44	161	5'87
	14'88	27	1'81
	14'26	21	1'47
	20'02	62	3'10
	25'63	144	5'62
	13'61	19	1'40
	17'66	31	1'76
	14'65	23	1'57
	14'12	15	1'06
	11'50	10	0'87
	11'11	8	0'72
	25'80	107	4'15
	15'14	23	1'52

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Marzo</b>	14'29	22	1'54
	17'22	33	1'92
	12'91	14	1'08
	11'40	9	0'79
	11'69	11	0'94
	13'18	11	0'83
	26'48	151	5'70
	26'22	107	4'08
	22'26	94	4'22
	13'89	17	1'22
	20'50	76	3'71
	17'33	40	2'31
	18'37	51	2'78
	18'03	41	2'27
	15'79	27	1'71
	13'14	13	0'99
	15'50	31	2'00
	14'81	27	1'82
	11'49	7	0'61
	11'26	10	0'89
9'80	6	0'61	
13'24	17	1'28	
12'67	16	1'26	
11'55	10	0'87	
12'43	15	1'21	
6'86	4	0'58	
<b>Abril</b>	8'37	2	0'24
	10'72	7	0'65
	13'73	13	0'95
	14'01	15	1'07
	25'73	131	5'09
	26'80	113	4'22
	26'30	137	5'21
26'47	127	4'80	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	25'14	95	3'78
	21'90	77	3'52
	27'37	166	6'07
	26'44	111	4'20
	25'86	118	4'56
	25'77	119	4'62
	26'83	136	5'07
	26'88	128	4'76
	27'13	144	5'31
	26'29	104	3'96
	25'39	109	4'29
	25'19	114	4'53
	25'37	118	4'65
	26'23	160	6'10
	24'88	125	5'02
	26'99	139	5'15
<b>Abril</b>	25'57	139	5'44
	22'82	62	2'72
	26'27	109	4'15
	25'03	62	2'48
	25'22	109	4'32
	25'47	125	4'91
	24'40	94	3'85
	25'39	123	4'84
	25'88	147	5'68
	26'37	117	4'44
	27'44	138	5'03
	27'02	104	3'85
	25'27	132	5'22
	26'22	136	5'19
	26'59	111	4'17
	25'32	168	6'64
	24'37	98	4'02
	24'67	121	4'90

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	27'22	124	4'56
	27'29	131	4'80
	26'72	121	4'53
	25'56	125	4'89
	25'19	131	5'20
	33'19	188	5'66
	24'15	110	4'55
	25'84	118	4'57
	28'39	167	5'88
	25'25	121	4'79
	23'65	79	3'34
	26'42	87	3'29
	25'92	114	4'40
	27'44	154	5'61
	21'58	54	2'50
	32'38	194	5'99
<b>Abril</b>	27'59	133	4'82
	23'15	75	3'24
	22'91	72	3'14
	23'98	101	4'21
	27'03	158	5'85
	26'53	138	5'20
	25'65	114	4'44
	27'51	121	4'40
	33'44	232	6'94
	27'19	149	5'48
	20'20	45	2'23
	26'99	112	4'15
	24'47	134	5'48
	21'95	77	3'51
	19'53	58	2'97
	25'79	115	4'46
	25'82	138	5'34
	27'80	142	5'11

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Abril</b>	26'50	85	3'21
	25'72	102	3'97
	26'23	126	4'80
	23'28	103	4'42
	27'22	152	5'58
	25'42	99	3'89
	25'24	103	4'08
	25'44	117	4'60
	24'61	115	4'67
	25'64	135	5'27
	23'82	91	3'82
	25'30	110	4'35
	24'29	111	4'57
	32'89	209	6'35
	31'43	187	5'95
	26'79	124	4'63
	28'03	163	5'82
	25'30	120	4'74
26'62	135	5'07	
<b>Mayo</b>	21'54	78	3'62
	26'25	107	4'08
	21'15	37	1'75
	22'72	43	1'89
	23'59	65	2'76
	24'97	92	3'68
	15'11	11	0'73
	23'44	54	2'30
	20'05	41	2'04
	19'20	34	1'77
	22'01	41	1'86
	21'71	102	4'70
	24'20	54	2'23
	23'52	43	1'83
23'90	55	2'30	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Mayo</b>	23'81	67	2'81
	21'17	42	1'98
	18'66	26	1'39
	19'08	23	1'21
	22'54	48	2'13
	22'92	48	2'09
	26'74	81	3'03
	22'90	54	2'36
	19'67	31	1'58
	24'69	58	2'35
	24'66	77	3'12
	20'50	28	1'37
	23'43	46	1'96
	21'49	37	1'72
	24'39	56	2'30
	17'01	23	1'35
	23'01	33	1'43
	13'00	12	0'92
	22'87	56	2'45
	20'88	32	1'53
	19'31	22	1'14
	19'30	26	1'35
	24'87	52	2'09
	23'56	57	2'42
	18'62	23	1'24
	23'98	70	2'92
	21'53	43	2'00
	22'40	42	1'88
	23'44	60	2'56
	17'87	24	1'34
20'78	37	1'78	
23'36	64	2'74	
23'01	46	2'00	
16'02	15	0'94	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Mayo</b>	18'61	21	1'13
	21'53	47	2'18
	18'98	21	1'11
	20'74	32	1'54
	22'55	42	1'86
	19'71	33	1'67
	22'28	47	2'11
	21'96	42	1'91
	21'61	50	2'31
	16'50	17	1'03
	20'59	27	1'31
	24'17	71	2'94
	21'56	39	1'81
	22'98	48	2'09
	22'67	42	1'85
	20'00	36	1'80
	18'71	26	1'39
	21'55	34	1'58
	20'85	35	1'68
	25'12	75	2'99
	23'04	48	2'08
	25'84	118	4'57
	23'63	46	1'95
	21'89	41	1'87
	24'92	71	2'85
	26'70	159	5'96
	20'63	36	1'75
	23'18	58	2'50
	23'24	56	2'41
	24'61	71	2'89
17'81	22	1'24	
22'43	53	2'36	
23'21	70	3'02	
25'14	57	2'27	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Mayo</b>	24'91	57	2'29
	24'35	50	2'05
	26'27	92	3'50
	22'08	34	1'54
	21'59	43	1'99
	18'98	28	1'48
	18'87	21	1'11
	21'07	35	1'66
	21'25	40	1'88
	18'42	22	1'19
	17'01	21	1'23
	21'52	42	1'95
	21'97	38	1'73
	24'20	58	2'40
	25'42	235	9'24
	22'25	40	1'80
22'19	44	1'98	
<b>Junio</b>	28'73	158	5'50
	27'05	133	4'92
	29'91	246	8'22
	25'93	273	10'53
	28'35	181	6'38
	28'90	273	9'45
	26'41	115	4'35
	26'51	171	6'45
	28'25	138	4'88
	27'14	267	9'84
	24'97	76	3'04
	24'01	158	6'58
	22'66	113	4'99
	19'24	67	3'48
	24'87	127	5'11
23'13	116	5'02	
22'33	81	3'63	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Junio</b>	20'53	61	2'97
	16'79	40	2'38
	16'92	53	3'13
	16'61	46	2'77
	16'67	61	3'66
	18'27	60	3'28
	17'21	46	2'67
	17'13	47	2'74
	14'64	23	1'57
	20'20	82	4'06
	20'59	80	3'89
	13'01	21	1'61
	17'15	38	2'22
	15'29	34	2'22
	15'11	31	2'05
	11'33	12	1'06
	15'24	39	2'56
	12'48	17	1'36
	12'83	10	0'78
	16'44	80	4'87
17'93	52	2'90	
13'97	22	1'57	
14'00	27	1'93	
<b>Julio</b>	26'83	131	4'88
	21'03	48	2'28
	24'93	70	2'81
	22'62	40	1'77
	24'21	57	2'35
	27'83	136	4'89
	27'32	124	4'54
	21'22	31	1'46
	23'56	62	2'63
	24'97	62	2'48
	24'95	61	2'44

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Julio</b>	23'77	44	1'85
	18'63	28	1'50
	24'76	60	2'42
	25'75	80	3'11
	22'78	78	3'42
	23'88	42	1'76
	19'21	40	2'08
	24'02	61	2'54
	26'17	68	2'60
	24'28	58	2'39
	24'15	63	2'61
	21'84	46	2'11
	24'48	65	2'66
	21'93	59	2'69
	22'97	43	1'87
	24'74	84	3'40
	27'51	77	2'80
	13'37	16	1'20
	22'65	49	2'16
	24'16	63	2'61
	22'36	47	2'10
	20'86	46	2'21
	22'44	65	2'90
	22'91	58	2'53
	21'31	54	2'53
	20'55	43	2'09
	24'04	72	3'00
	19'58	45	2'30
	24'91	76	3'05
	21'17	45	2'13
19'28	43	2'23	
15'47	27	1'75	
23'66	60	2'54	
22'29	61	2'74	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	22'54	57	2'53
	9'32	5	0'54
	22'21	60	2'70
	20'25	35	1'73
	21'23	37	1'74
	26'06	88	3'38
	24'60	64	2'60
	21'64	54	2'50
	22'08	48	2'17
	20'90	51	2'44
	20'76	40	1'93
	21'38	55	2'57
	23'85	64	2'68
	24'28	75	3'09
	23'66	65	2'75
	22'88	70	3'06
<b>Julio</b>	19'80	41	2'07
	20'19	48	2'38
	19'85	44	2'22
	22'38	46	2'06
	20'76	50	2'41
	27'14	75	2'76
	24'22	72	2'97
	14'76	23	1'56
	19'42	51	2'63
	22'45	63	2'81
	14'36	20	1'39
	19'38	39	2'01
	24'17	65	2'69
	25'77	83	3'22
	21'86	47	2'15
	16'12	33	2'05
	20'52	50	2'44
	20'98	38	1'81

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Julio</b>	19'45	36	1'85
	22'93	60	2'62
	25'39	67	2'64
	16'80	19	1'13
	22'06	96	4'35
	14'29	14	0'98
	22'39	44	1'97
	21'99	67	3'05
	25'31	85	3'36
	22'56	58	2'57
	27'24	129	4'74
	21'60	56	2'59
	20'86	50	2'40
	21'32	56	2'63
	22'65	66	2'91
	23'92	65	2'72
	35'01	237	6'77
	21'11	48	2'27
	24'17	77	3'19
	20'63	45	2'18
20'77	47	2'26	
<b>Agosto</b>	26'61	48	1'80
	25'94	89	3'43
	21'80	49	2'25
	21'74	54	2'48
	26'21	73	2'79
	22'02	57	2'59
	26'26	82	3'12
	27'42	123	4'49
	25'07	81	3'23
	21'98	76	3'46
	21'78	54	2'48
	25'71	85	3'31
	24'98	78	3'12

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	20'19	47	2'33
	26'81	107	3'99
	22'95	74	3'22
	25'49	76	2'98
	23'58	65	2'76
	22'96	62	2'70
	24'00	77	3'21
	21'65	63	2'91
	21'62	64	2'96
	21'23	65	3'06
	23'34	48	2'06
	31'90	101	3'17
	22'85	81	3'54
	24'27	93	3'83
	24'52	57	2'32
	21'75	62	2'85
<b>Agosto</b>	22'84	78	3'42
	27'87	102	3'66
	25'58	98	3'83
	21'37	54	2'53
	22'02	64	2'91
	22'40	66	2'95
	21'68	53	2'44
	22'39	60	2'68
	24'94	70	2'81
	25'26	92	3'64
	20'93	54	2'58
	23'43	55	2'35
	24'03	69	2'87
	23'58	77	3'27
	26'13	77	2'95
	26'98	109	4'04
	27'36	80	2'92
	24'16	76	3'15

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	16'38	13	0'79
	23'85	82	3'44
	22'04	61	2'77
	20'25	43	2'12
	25'09	89	3'55
	22'72	70	3'08
	21'63	54	2'50
	24'39	74	3'03
	21'68	63	2'91
	24'37	79	3'24
	23'41	61	2'61
	25'68	87	3'39
	25'17	77	3'06
	25'18	80	3'18
	23'84	82	3'44
	24'16	81	3'35
<b>Agosto</b>	22'38	60	2'68
	25'07	83	3'31
	23'75	94	3'96
	22'78	65	2'85
	20'02	45	2'25
	25'23	65	2'58
	21'50	55	2'56
	20'52	41	2'00
	19'43	32	1'65
	22'93	62	2'70
	20'28	41	2'02
	23'33	74	3'17
	20'80	50	2'40
	22'81	64	2'81
	17'73	28	1'58
	24'75	64	2'59
	28'34	147	5'19
	22'52	71	3'15

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Agosto</b>	21'80	63	2'89
	22'13	67	3'03
	21'46	55	2'56
	23'74	86	3'62
	23'80	83	3'49
	25'56	98	3'83
	23'48	55	2'34
	21'77	67	3'08
	22'27	46	2'07
	22'86	58	2'54
	25'87	89	3'44
	21'61	61	2'82
<b>Septiembre</b>	18'21	24	1'32
	23'67	72	3'04
	22'79	63	2'76
	23'07	77	3'34
	21'53	39	1'81
	23'15	60	2'59
	22'20	48	2'16
	23'09	49	2'12
	19'94	37	1'86
	20'22	37	1'83
	20'97	35	1'67
	19'51	30	1'54
	20'61	36	1'75
	19'38	27	1'39
	17'34	23	1'33
	21'75	38	1'75
	18'09	20	1'11
	22'66	44	1'94
21'30	29	1'36	
21'57	42	1'95	
18'23	21	1'15	
21'39	47	2'20	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Septiembre</b>	20'59	28	1'36
	21'03	44	2'09
	22'21	40	1'80
	20'39	24	1'18
	20'90	32	1'53
	20'31	32	1'58
	15'87	14	0'88
	17'36	19	1'09
	16'13	26	1'61
	22'91	50	2'18
	24'47	94	3'84
	17'75	16	0'90
	19'72	31	1'57
	21'52	49	2'28
	21'69	43	1'98
	19'15	25	1'31
	21'23	43	2'03
	15'06	23	1'53
	19'84	30	1'51
	19'76	31	1'57
	21'03	50	2'38
	18'69	26	1'39
	19'41	30	1'55
	20'68	37	1'79
	19'50	31	1'59
	19'73	30	1'52
	23'44	60	2'56
	20'58	34	1'65
	15'54	15	0'97
	19'31	27	1'40
18'07	24	1'33	
17'64	22	1'25	
17'67	19	1'08	
20'51	33	1'61	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	21'07	34	1'61
	21'43	41	1'91
	19'58	32	1'63
	20'46	30	1'47
	21'22	38	1'79
	18'47	24	1'30
	21'14	46	2'18
	17'88	23	1'29
	18'09	22	1'22
	13'35	15	1'12
	21'20	48	2'26
	23'00	47	2'04
	19'70	28	1'42
	18'78	30	1'60
	21'13	51	2'41
	18'70	25	1'34
<b>Septiembre</b>	19'63	30	1'53
	20'14	16	0'79
	19'40	26	1'34
	22'20	41	1'85
	21'48	54	2'51
	20'28	32	1'58
	23'38	65	2'78
	16'11	17	1'06
	21'58	44	2'04
	20'62	37	1'79
	19'30	27	1'40
	21'02	47	2'24
	19'55	37	1'89
	20'84	48	2'30
	26'20	64	2'44
	19'13	25	1'31
	20'19	29	1'44
	20'57	20	0'97

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	19'22	29	1'51
	18'79	19	1'01
	18'87	22	1'17
	19'12	24	1'26
	17'80	23	1'29
	13'66	13	0'95
	17'80	39	2'19
	16'03	12	0'75
	12'44	12	0'96
	12'64	10	0'79
	12'87	10	0'78
	12'26	9	0'73
	10'20	6	0'59
	13'25	14	1'06
<b>Septiembre</b>	9'57	4	0'42
	10'09	6	0'59
	9'42	1	0'11
	10'90	5	0'46
	7'80	3	0'38
	9'27	2	0'22
	9'82	3	0'31
	6'57	1	0'15
	6'98	1	0'14
	7'32	1	0'14
	6'78	2	0'29
	8'86	3	0'34
	7'70	2	0'26
	8'79	5	0'57
	5'48	1	0'18
	25'98	96	3'70
	24'66	115	4'66
<b>Octubre</b>	25'28	100	3'96
	28'50	136	4'77
	26'41	125	4'73

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	26'78	129	4'82
	27'68	138	4'99
	22'57	73	3'23
	26'98	116	4'30
	20'77	76	3'66
	21'58	56	2'59
	21'77	45	2'07
	19'73	56	2'84
	21'92	87	3'97
	20'87	61	2'92
	20'42	56	2'74
	19'19	53	2'76
	17'92	32	1'79
	16'62	34	2'05
	15'15	29	1'91
	14'15	17	1'20
<b>Octubre</b>	14'16	13	0'92
	14'08	16	1'14
	12'14	9	0'74
	11'61	14	1'21
	12'31	9	0'73
	12'17	12	0'99
	12'31	13	1'06
	11'57	9	0'78
	11'43	6	0'52
	10'32	6	0'58
	8'96	6	0'67
	7'92	19	2'40
	8'84	3	0'34
	7'56	1	0'13
	8'18	1	0'12
	7'87	1	0'13
	8'02	2	0'25
	8'02	14	1'75

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Octubre</b>	6'90	1	0'14
	8'09	1	0'12
	7'00	1	0'14
	6'82	1	0'15
	6'78	1	0'07
	5'44	1	0'09
	5'72	1	0'17
	4'97	1	0'10
	23'04	4	0'17
	21'97	47	2'14
	22'00	39	1'77
	24'68	51	2'07
	25'09	78	3'11
	20'94	33	1'58
	22'72	67	2'95
	24'13	55	2'28
	23'92	70	2'93
	22'91	36	1'57
	24'37	51	2'09
	23'26	46	1'98
	20'81	68	3'27
	30'00	148	4'93
	26'68	99	3'71
	25'16	88	3'50
	24'97	47	1'88
	29'28	142	4'85
	21'61	55	2'55
	26'03	87	3'34
	25'40	79	3'11
	25'25	79	3'13
24'50	64	2'61	
27'21	119	4'37	
25'86	79	3'05	
23'22	39	1'68	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	23'21	51	2'20
	23'99	58	2'42
	26'90	81	3'01
	25'69	81	3'15
	19'81	46	2'32
	26'03	62	2'38
	24'45	58	2'37
	21'58	53	2'46
	21'92	46	2'10
	24'97	69	2'76
	15'83	26	1'64
	24'31	67	2'76
	17'56	28	1'59
	16'15	29	1'80
	23'04	45	1'95
	12'76	8	0'63
<b>Octubre</b>	18'56	25	1'35
	12'43	8	0'64
	20'04	46	2'30
	27'41	104	3'79
	24'57	57	2'32
	23'31	53	2'27
	14'15	15	1'06
	22'01	61	2'77
	20'25	38	1'88
	18'48	32	1'73
	13'40	9	0'67
	15'38	24	1'56
	13'72	15	1'09
	15'22	25	1'64
	12'74	13	1'02
	13'72	15	1'09
	12'45	7	0'56
	14'26	17	1'19

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	11'49	7	0'61
	12'17	9	0'74
	12'00	6	0'50
	9'25	3	0'32
	9'79	4	0'41
	11'22	4	0'36
	10'90	7	0'64
	20'10	32	1'59
	11'99	7	0'58
	18'52	24	1'30
	13'14	12	0'91
	19'38	39	2'01
	11'29	6	0'53
<b>Octubre</b>	19'02	32	1'68
	12'25	6	0'49
	20'74	50	2'41
	13'96	16	1'15
	13'46	10	0'74
	11'86	9	0'76
	7'55	1	0'13
	14'20	20	1'41
	13'12	10	0'76
	13'01	10	0'77
	13'12	8	0'61
	10'73	5	0'47
	13'16	10	0'76
	12'74	8	0'63
	24'50	75	3'06
	26'94	100	3'71
	28'01	115	4'11
<b>Diciembre</b>	28'38	132	4'65
	29'86	158	5'29
	25'79	134	5'20
	26'49	140	5'29

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	26'97	140	5'19
	27'77	138	4'97
	27'65	102	3'69
	24'55	94	3'83
	26'72	113	4'23
	21'05	48	2'28
	21'50	62	2'88
	21'19	60	2'83
	23'68	66	2'79
	22'82	62	2'72
	21'20	50	2'36
	21'48	48	2'23
	25'76	97	3'77
	26'44	116	4'39
	24'79	83	3'35
	25'89	122	4'71
<b>Diciembre</b>	26'67	137	5'14
	22'74	69	3'03
	22'57	60	2'66
	23'38	66	2'82
	21'06	51	2'42
	22'56	55	2'44
	25'47	122	4'79
	26'16	113	4'32
	20'80	51	2'45
	21'84	51	2'34
	22'87	73	3'19
	24'60	113	4'59
	21'60	49	2'27
	20'18	48	2'38
	21'88	71	3'24
	19'29	42	2'18
	19'50	42	2'15
	19'35	45	2'33

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	19'40	46	2'37
	15'66	32	2'04
	12'39	10	0'81
	13'32	13	0'98
	13'62	15	1'10
	13'03	17	1'30
	12'81	12	0'94
	12'52	10	0'80
	12'55	9	0'72
	13'75	15	1'09
	19'73	36	1'82
	14'61	20	1'37
	12'47	10	0'80
	14'74	18	1'22
	20'81	60	2'88
	15'51	22	1'42
<b>Diciembre</b>	13'29	12	0'90
	13'84	15	1'08
	14'21	14	0'99
	10'65	7	0'66
	13'43	13	0'97
	19'28	42	2'18
	13'07	9	0'69
	11'96	9	0'75
	13'86	14	1'01
	17'86	32	1'79
	21'38	53	2'48
	12'59	12	0'95
	9'82	3	0'31
	11'86	8	0'67
	16'63	26	1'56
	11'00	5	0'45
	12'61	14	1'11
	15'48	21	1'36

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	12'10	10	0'83
	12'20	10	0'82
	13'27	14	1'06
	12'55	8	0'64
	17'25	37	2'14
	8'67	3	0'35
	13'19	13	0'99
	12'77	10	0'78
	11'82	8	0'68
	14'07	16	1'14
	11'84	10	0'84
	13'25	14	1'06
	13'34	12	0'90
	13'59	15	1'10
	8'45	4	0'47
	11'34	6	0'53
<b>Diciembre</b>	13'19	12	0'91
	16'95	31	1'83
	19'87	42	2'11
	12'25	10	0'82
	9'26	5	0'54
	14'81	17	1'15
	11'75	8	0'68
	9'12	5	0'55
	18'23	37	2'03
	9'60	7	0'73
	13'49	13	0'96
	9'40	4	0'43
	12'15	12	0'99
	12'38	10	0'81
	11'56	8	0'69
	13'68	16	1'17
	20'21	53	2'62
	22'41	60	2'68

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	12'69	12	0'95
	11'56	7	0'61
	9'04	2	0'22
	9'63	3	0'31
	11'85	7	0'59
	13'49	9	0'67
	12'02	7	0'58
	11'25	4	0'36
	12'29	8	0'65
	8'42	1	0'12
	13'37	8	0'60
	14'32	11	0'77
	11'94	10	0'84
	13'13	9	0'69
	10'34	4	0'39
	9'08	1	0'11
<b>Diciembre</b>	17'04	23	1'35
	20'26	36	1'78
	12'17	8	0'66
	7'53	1	0'13
	12'91	10	0'77
	12'61	9	0'71
	14'31	13	0'91
	14'23	14	0'98
	10'25	4	0'39
	16'77	21	1'25
	15'09	13	0'86
	18'05	26	1'44
	15'26	13	0'85
	15'20	18	1'18
	11'77	7	0'59
	9'52	4	0'42
	13'08	8	0'61
	14'04	13	0'93

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	10'56	6	0'57
	13'56	9	0'66
	13'54	9	0'66
	13'71	12	0'88
	10'54	5	0'47
	11'97	5	0'42
	12'48	8	0'64
	13'14	9	0'68
	14'43	13	0'90
	13'35	8	0'60
	12'82	9	0'70
	14'26	14	0'98
	13'16	9	0'68
	9'91	3	0'30
	10'37	4	0'39
	21'56	58	2'69
<b>Diciembre</b>	13'26	11	0'83
	11'82	6	0'51
	13'92	12	0'86
	13'10	7	0'53
	13'80	11	0'80
	11'99	5	0'42
	13'39	9	0'67
	19'56	38	1'94
	14'14	9	0'64
	17'79	24	1'35
	12'44	9	0'72
	20'72	37	1'79
	20'19	33	1'63
	12'61	6	0'48
	15'86	17	1'07
	14'69	14	0'95
	7'98	1	0'13
	22'96	60	2'61

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Páramos</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Diciembre</b>	12'92	8	0'62
	7'20	1	0'14
	13'81	11	0'80
	14'95	13	0'87
<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Enero</b>	6'00	1	0'17
	5'42	1	0'18
	5'47	1	0'18
	5'10	1	0'20
	7'36	1	0'14
	7'59	1	0'13
	7'77	1	0'13
	9'03	4	0'44
	8'60	5	0'58
	8'64	3	0'35
	8'31	4	0'48
	9'70	8	0'82
	7'61	3	0'39
	8'38	4	0'48
	7'67	4	0'52
	8'19	3	0'37
	9'69	3	0'31
	8'20	5	0'61
	8'11	5	0'62
	14'71	14	0'95
12'20	10	0'82	
13'12	8	0'61	
14'67	15	1'02	
13'21	10	0'76	
13'49	11	0'82	
13'05	12	0'92	
13'60	11	0'81	
13'42	17	1'27	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Enero</b>	12'96	12	0'93
	13'32	10	0'75
	14'05	13	0'93
	13'44	10	0'74
	14'06	9	0'64
	16'40	17	1'04
	13'68	12	0'88
	14'00	14	1'00
	14'73	15	1'02
	14'74	13	0'88
	13'95	11	0'79
	14'70	16	1'09
	17'06	17	1'00
	12'82	8	0'62
	18'14	21	1'16
	17'82	16	0'90
	7'81	1	0'13
	14'76	16	1'08
	18'49	19	1'03
	18'04	19	1'05
20'25	30	1'48	
4'99	1	0'20	
<b>Febrero</b>	19'55	26	1'33
	16'55	8	0'48
	16'70	10	0'60
	16'15	11	0'68
	17'65	20	1'13
	16'45	15	0'91
	17'70	12	0'68
	17'00	13	0'76
	15'10	12	0'79
	16'60	8	0'48
	16'35	11	0'67
	15'25	9	0'59

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Febrero</b>	13'25	8	0'60
	14'55	10	0'69
	13'10	5	0'38
	12'90	6	0'47
	14'00	6	0'43
	12'45	5	0'40
	12'05	4	0'33
	13'20	6	0'45
	11'85	4	0'34
	11'70	5	0'43
	12'15	5	0'41
	13'00	5	0'38
	11'50	5	0'43
	12'05	7	0'58
	12'15	5	0'41
	11'35	4	0'35
<b>Marzo</b>	9'04	4	0'44
	8'25	3	0'36
	11'14	7	0'63
	11'13	20	1'80
	14'56	11	0'76
	13'36	10	0'75
	13'13	8	0'61
	13'10	9	0'69
	13'86	11	0'79
	13'63	8	0'59
	15'90	19	1'19
	16'95	19	1'12
	18'22	22	1'21
	16'65	16	0'96
	17'36	15	0'86
14'84	14	0'94	
15'75	12	0'76	
14'74	12	0'81	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Marzo</b>	17'56	14	0'80
	18'23	16	0'88
	14'62	13	0'89
	15'72	16	1'02
	15'65	14	0'89
<b>Abril</b>	15'59	10	0'64
	14'79	7	0'47
	18'39	17	0'92
	18'01	13	0'72
	16'97	12	0'71
	15'90	8	0'50
	16'89	16	0'95
	15'80	13	0'82
	18'81	14	0'74
	17'50	13	0'74
	15'73	8	0'51
	18'62	22	1'18
	17'43	15	0'86
	13'58	7	0'52
	12'62	6	0'48
	15'71	13	0'83
	15'96	20	1'25
	14'84	15	1'01
	14'04	5	0'36
	14'36	8	0'56
	15'81	15	0'95
	15'91	9	0'57
	14'60	11	0'75
14'72	13	0'88	
18'11	23	1'27	
14'02	9	0'64	
14'77	8	0'54	
13'12	6	0'46	
13'05	6	0'46	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Abril</b>	13'80	10	0'72
	13'76	10	0'73
	17'62	0	0'00
	14'56	10	0'69
	17'54	16	0'91
	15'80	11	0'70
	16'15	14	0'87
	14'60	9	0'62
	14'52	4	0'28
	17'08	8	0'47
	15'15	9	0'59
	13'91	10	0'72
	15'64	12	0'77
	15'05	14	0'93
	16'10	11	0'68
	12'83	6	0'47
	13'83	8	0'58
	13'05	7	0'54
	13'33	10	0'75
	13'08	7	0'54
12'84	5	0'39	
11'52	2	0'17	
<b>Mayo</b>	15'21	16	1'05
	17'25	14	0'81
	15'78	19	1'20
	17'84	20	1'12
	18'86	19	1'01
	15'78	18	1'14
	14'93	11	0'74
	13'97	10	0'72
	14'80	14	0'95
	12'01	8	0'67
	14'11	11	0'78
12'28	7	0'57	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Mayo</b>	11'10	3	0'27
	19'15	17	0'89
	17'43	15	0'86
	18'55	18	0'97
	16'24	10	0'62
	16'12	12	0'74
	17'04	11	0'65
	17'72	18	1'02
	14'78	11	0'74
	16'33	12	0'73
	18'27	18	0'99
	16'41	7	0'43
	13'97	9	0'64
	15'63	13	0'83
	17'43	18	1'03
	14'03	9	0'64
	17'93	16	0'89
<b>Junio</b>	14'84	11	0'74
	19'43	18	0'93
	17'84	18	1'01
	17'02	15	0'88
	16'59	10	0'60
	15'82	12	0'76
	15'03	9	0'60
	14'98	9	0'60
	18'87	23	1'22
	17'98	19	1'06
	15'57	12	0'77
14'32	8	0'56	
14'04	12	0'85	
15'20	9	0'59	
14'34	8	0'56	
16'15	9	0'56	
15'73	14	0'89	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Junio</b>	16'84	13	0'77
	16'55	9	0'54
	16'63	12	0'72
	14'51	9	0'62
	16'24	8	0'49
	11'52	7	0'61
	17'36	16	0'92
	17'31	15	0'87
	17'30	17	0'98
	17'63	19	1'08
	14'90	15	1'01
	15'87	12	0'76
	13'72	8	0'58
	15'79	10	0'63
	15'02	8	0'53
	17'06	11	0'64
	13'50	8	0'59
	14'50	8	0'55
	16'84	12	0'71
	15'72	13	0'83
	14'43	12	0'83
	19'68	28	1'42
	17'35	19	1'10
	17'11	17	0'99
	13'08	7	0'54
	13'97	11	0'79
	12'94	4	0'31
	14'21	10	0'70
	13'45	6	0'45
	14'66	11	0'75
16'03	18	1'12	
14'48	10	0'69	
17'28	16	0'93	
16'36	11	0'67	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	17'29	11	0'64
	15'99	11	0'69
	11'78	6	0'51
	10'40	1	0'10
	18'52	20	1'08
	16'48	15	0'91
	14'14	10	0'71
	16'38	10	0'61
	15'39	13	0'84
	16'49	13	0'79
	14'45	10	0'69
	13'21	7	0'53
	16'86	13	0'77
	16'68	15	0'90
<b>Junio</b>	14'96	10	0'67
	15'30	12	0'78
	15'91	13	0'82
	16'69	15	0'90
	16'74	13	0'78
	16'73	16	0'96
	15'41	10	0'65
	18'42	23	1'25
	14'40	11	0'76
	15'91	10	0'63
	16'69	16	0'96
	12'56	6	0'48
	16'91	14	0'83
	17'01	19	1'12
	15'85	18	1'14
	21'02	44	2'09
	21'06	45	2'14
<b>Julio</b>	19'93	28	1'40
	18'90	34	1'80
	22'68	54	2'38

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Julio</b>	24'12	65	2'69
	19'45	45	2'31
	18'37	28	1'52
	20'07	44	2'19
	20'89	42	2'01
	15'70	16	1'02
	16'73	24	1'43
	16'92	26	1'54
	20'14	39	1'94
	13'52	11	0'81
	18'49	29	1'57
	19'82	41	2'07
	22'11	45	2'04
	20'66	46	2'23
	21'63	46	2'13
	18'57	41	2'21
	20'49	40	1'95
	19'72	31	1'57
	19'26	35	1'82
	19'95	40	2'01
	26'74	65	2'43
	20'93	37	1'77
	34'16	118	3'45
	20'27	39	1'92
	19'97	40	2'00
	12'18	7	0'57
	13'70	13	0'95
	15'69	12	0'76
	15'01	13	0'87
	14'16	13	0'92
12'13	8	0'66	
25'77	62	2'41	
21'24	38	1'79	
19'15	34	1'78	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Julio</b>	22'89	48	2'10
	20'59	36	1'75
	19'34	30	1'55
	17'23	31	1'80
	19'97	42	2'10
	19'44	38	1'95
	16'68	23	1'38
	19'08	37	1'94
	20'51	39	1'90
	16'95	21	1'24
	17'70	28	1'58
	21'14	53	2'51
	19'91	40	2'01
	17'27	27	1'56
	13'43	13	0'97
	13'87	10	0'72
	17'45	26	1'49
	19'53	29	1'48
	18'19	31	1'70
	21'36	48	2'25
20'10	38	1'89	
13'37	13	0'97	
11'76	10	0'85	
11'60	8	0'69	
11'01	4	0'36	
10'31	6	0'58	
<b>Agosto</b>	20'71	27	1'30
	14'94	24	1'61
	19'55	38	1'94
	22'32	56	2'51
	19'58	37	1'89
	20'41	43	2'11
	16'97	36	2'12
19'08	35	1'83	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Agosto</b>	17'11	26	1'52
	21'74	48	2'21
	17'66	25	1'42
	18'44	33	1'79
	18'53	36	1'94
	21'07	47	2'23
	16'50	16	0'97
	18'71	37	1'98
	20'35	36	1'77
	20'09	44	2'19
	15'43	19	1'23
	19'07	28	1'47
	21'61	52	2'41
	20'08	42	2'09
	17'89	30	1'68
	13'05	9	0'69
15'43	18	1'17	
<b>Septiembre</b>	8'96	4	0'45
	8'77	1	0'11
	9'21	7	0'76
	8'03	2	0'25
	9'71	10	1'03
	9'80	8	0'82
	9'92	4	0'40
	9'34	9	0'96
	8'78	1	0'11
	8'98	5	0'56
	8'92	3	0'34
	9'18	7	0'76
	8'19	3	0'37
	10'64	6	0'56
	6'95	2	0'29
6'93	1	0'14	
7'14	1	0'14	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	7'66	3	0'39
	6'90	1	0'14
	6'36	1	0'16
	15'16	17	1'12
	16'47	22	1'34
	14'67	13	0'89
	15'76	11	0'70
	13'11	11	0'84
	14'53	18	1'24
	12'87	7	0'54
	14'81	12	0'81
	15'08	14	0'93
	16'84	12	0'71
	16'30	19	1'17
	16'42	22	1'34
	14'64	16	1'09
<b>Septiembre</b>	14'76	12	0'81
	14'93	11	0'74
	13'64	12	0'88
	14'46	13	0'90
	15'87	16	1'01
	15'12	16	1'06
	15'63	20	1'28
	15'70	16	1'02
	14'67	11	0'75
	16'14	16	0'99
	16'64	19	1'14
	17'60	27	1'53
	15'93	16	1'00
	16'53	20	1'21
	17'67	26	1'47
	18'18	23	1'27
	15'92	14	0'88
	18'63	26	1'40

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Septiembre</b>	17'69	23	1'30
	17'94	17	0'95
	20'73	39	1'88
	18'77	40	2'13
	18'37	24	1'31
	18'36	23	1'25
	25'03	43	1'72
	26'83	75	2'80
	24'77	70	2'83
	<b>Octubre</b>	17'73	14
17'24		14	0'81
17'42		10	0'57
15'98		10	0'63
18'94		18	0'95
17'59		19	1'08
13'87		7	0'50
16'55		9	0'54
16'60		8	0'48
17'29		14	0'81
14'73		10	0'68
15'87		9	0'57
16'15		13	0'80
16'60		16	0'96
13'30		10	0'75
13'08		9	0'69
11'40		7	0'61
11'36		4	0'35
12'40		5	0'40
13'96		7	0'50
14'10	6	0'43	
11'35	3	0'26	
11'86	6	0'51	
12'35	6	0'49	
9'40	3	0'32	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Octubre</b>	8'56	1	0'12
	8'08	1	0'12
	8'07	1	0'12
	7'64	1	0'13
	18'87	14	0'74
	16'54	11	0'67
	15'30	8	0'52
	14'05	10	0'71
	13'03	8	0'61
	9'44	3	0'32
	7'98	1	0'13
<b>Diciembre</b>	9'14	1	0'11
	8'71	4	0'46
	9'74	6	0'62
	10'02	7	0'70
	8'70	4	0'46
	9'12	3	0'33
	7'56	1	0'13
	8'87	3	0'34
	9'16	1	0'11
	9'56	5	0'52
	8'40	6	0'71
	9'16	1	0'11
	9'17	6	0'65
	8'75	2	0'23
	7'75	1	0'13
	8'89	1	0'11
	7'57	1	0'13
	7'11	1	0'14
	8'13	1	0'12
	8'65	4	0'46
8'72	6	0'69	
7'73	1	0'13	
7'75	1	0'13	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	7'42	1	0'13
	9'30	1	0'11
	8'69	5	0'58
	8'52	4	0'47
	7'83	3	0'38
	6'61	2	0'30
	17'07	16	0'94
	15'29	8	0'52
	16'63	10	0'60
	13'81	8	0'58
	16'17	9	0'56
	17'17	15	0'87
	13'93	5	0'36
	18'21	15	0'82
	18'04	11	0'61
	13'30	8	0'60
<b>Diciembre</b>	12'41	7	0'56
	16'36	11	0'67
	17'17	16	0'93
	13'19	5	0'38
	14'00	5	0'36
	17'81	12	0'67
	18'14	13	0'72
	15'79	11	0'70
	13'91	9	0'65
	13'14	8	0'61
	11'94	6	0'50
	15'38	7	0'46
	15'39	7	0'45
	16'69	11	0'66
	17'04	15	0'88
	15'28	13	0'85
	13'55	8	0'59
	15'69	9	0'57

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	15'07	9	0'60
	14'40	7	0'49
	12'25	5	0'41
	14'07	9	0'64
	17'27	8	0'46
	15'21	8	0'53
	12'16	5	0'41
	14'51	8	0'55
	16'54	9	0'54
	16'61	14	0'84
	18'03	10	0'55
	14'93	7	0'47
	15'72	9	0'57
	17'12	10	0'58
	15'32	10	0'65
	17'52	13	0'74
<b>Diciembre</b>	13'82	7	0'51
	14'18	11	0'78
	13'65	10	0'73
	15'72	11	0'70
	13'32	8	0'60
	10'71	4	0'37
	16'76	14	0'84
	17'49	14	0'80
	15'80	14	0'89
	15'44	10	0'65
	17'03	9	0'53
	17'07	12	0'70
	17'43	12	0'69
	14'95	12	0'80
	17'07	12	0'70
	16'94	12	0'71
	15'25	13	0'85
	12'47	6	0'48

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	13'08	5	0'38
	13'09	7	0'53
	14'73	9	0'61
	15'89	12	0'76
	17'71	15	0'85
	18'37	14	0'76
	16'59	9	0'54
	16'68	10	0'60
	15'86	10	0'63
	16'28	7	0'43
	14'28	8	0'56
	13'15	6	0'46
	12'42	4	0'32
	15'84	10	0'63
	13'63	8	0'59
	11'72	4	0'34
<b>Diciembre</b>	17'35	12	0'69
	15'38	9	0'59
	19'38	18	0'93
	17'19	17	0'99
	14'14	10	0'71
	17'45	13	0'74
	12'48	5	0'40
	16'43	10	0'61
	15'41	10	0'65
	14'90	13	0'87
	14'63	8	0'55
	13'27	7	0'53
	12'45	5	0'40
	16'45	14	0'85
	12'40	5	0'40
	12'18	3	0'25
	12'12	4	0'33
	14'02	9	0'64

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Camping</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Diciembre</b>	10'32	1	0'10
	12'92	7	0'54
	11'93	4	0'34
	14'36	10	0'70
	15'24	9	0'59
	14'45	10	0'69
	13'88	8	0'58
	16'50	16	0'97
	13'96	8	0'57
	16'78	10	0'60
	13'30	7	0'53
	16'73	11	0'66
	13'20	5	0'38
	15'97	10	0'63
<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Enero</b>	22'12	25	1'13
	21'53	21	0'98
	24'22	22	0'91
	25'26	24	0'95
	25'28	33	1'31
	21'53	22	1'02
	24'55	29	1'18
	24'26	42	1'73
	25'16	25	0'99
	24'00	31	1'29
	22'81	27	1'18
	15'78	14	0'89
	24'32	25	1'03
	24'13	27	1'12
	23'49	24	1'02
	13'11	7	0'53
	12'70	7	0'55
13'17	9	0'68	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Enero</b>	13'58	7	0'52
	12'33	9	0'73
	13'63	9	0'66
	14'00	11	0'79
	13'37	7	0'52
	14'12	13	0'92
	14'12	12	0'85
	13'06	8	0'61
	13'28	8	0'60
	13'30	7	0'53
	13'55	10	0'74
	14'10	12	0'85
	12'48	8	0'64
	13'68	10	0'73
	11'96	7	0'59
	12'81	7	0'55
	13'32	10	0'75
	12'01	7	0'58
	12'85	6	0'47
	13'11	6	0'46
	13'76	8	0'58
	14'78	11	0'74
	12'91	9	0'70
	11'93	5	0'42
	13'51	7	0'52
	14'00	8	0'57
	12'23	5	0'41
	13'23	16	1'21
	12'07	6	0'50
	13'40	9	0'67
11'75	5	0'43	
13'49	7	0'52	
13'32	7	0'53	
12'73	6	0'47	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	13'63	8	0'59
	12'45	6	0'48
	21'48	21	0'98
	24'77	127	5'13
	24'16	29	1'20
	24'29	27	1'11
	23'66	27	1'14
	19'43	17	0'87
	21'94	22	1'00
	25'30	27	1'07
	26'19	28	1'07
	22'51	19	0'84
	22'83	30	1'31
	24'12	27	1'12
	24'90	33	1'33
	23'42	28	1'20
<b>Enero</b>	24'22	23	0'95
	26'91	38	1'41
	23'32	25	1'07
	21'95	41	1'87
	23'81	26	1'09
	25'61	25	0'98
	21'93	22	1'00
	24'52	23	0'94
	22'86	23	1'01
	25'59	36	1'41
	21'81	27	1'24
	21'44	17	0'79
	12'45	6	0'48
	12'94	9	0'70
	13'56	9	0'66
	12'67	6	0'47
	13'76	9	0'65
	14'08	9	0'64

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Enero</b>	13'12	8	0'61
	14'39	13	0'90
	13'49	9	0'67
	13'53	9	0'67
	13'30	8	0'60
	13'74	8	0'58
	12'54	7	0'56
	12'70	7	0'55
	13'50	10	0'74
	14'52	12	0'83
	13'17	8	0'61
	14'11	9	0'64
	13'84	8	0'58
	13'43	8	0'60
<b>Febrero</b>	24'94	34	1'36
	26'77	50	1'87
	22'71	22	0'97
	24'53	30	1'22
	22'71	22	0'97
	25'20	32	1'27
	24'50	37	1'51
	22'55	19	0'84
	23'75	29	1'22
	25'75	28	1'09
	22'69	28	1'23
	22'96	28	1'22
	21'73	21	0'97
	24'10	28	1'16
	24'70	32	1'30
	24'86	30	1'21
	22'75	20	0'88
22'02	24	1'09	
23'96	36	1'50	
23'18	27	1'16	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	24'74	33	1'33
	25'18	27	1'07
	25'26	29	1'15
	24'26	28	1'15
	25'02	37	1'48
	24'20	33	1'36
	22'74	33	1'45
	24'75	32	1'29
	22'18	30	1'35
	23'94	32	1'34
	24'28	29	1'19
	24'99	32	1'28
	24'18	31	1'28
	25'35	26	1'03
	25'52	35	1'37
	24'56	29	1'18
<b>Febrero</b>	25'34	31	1'22
	25'09	34	1'36
	25'37	24	0'95
	11'87	5	0'42
	12'31	6	0'49
	12'47	6	0'48
	12'65	8	0'63
	12'47	6	0'48
	13'32	9	0'68
	11'53	5	0'43
	12'07	7	0'58
	13'23	6	0'45
	13'36	7	0'52
	13'46	10	0'74
	14'31	11	0'77
	13'42	9	0'67
	13'67	8	0'59
	13'68	10	0'73

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Febrero</b>	14'46	12	0'83
	13'53	8	0'59
	14'42	9	0'62
	11'52	5	0'43
	12'51	6	0'48
	12'21	6	0'49
	14'64	12	0'82
	13'46	8	0'59
	12'87	8	0'62
	13'38	8	0'60
	11'36	5	0'44
	13'63	9	0'66
	14'21	9	0'63
	14'14	8	0'57
	12'55	5	0'40
	13'18	6	0'46
	13'35	6	0'45
	12'49	7	0'56
	12'88	7	0'54
	13'60	10	0'74
	12'87	8	0'62
	13'72	11	0'80
	13'34	13	0'97
	13'40	10	0'75
	14'33	11	0'77
	13'11	5	0'38
	12'39	6	0'48
	12'81	6	0'47
	14'31	10	0'70
	12'83	5	0'39
	14'84	10	0'67
	12'01	5	0'42
12'93	7	0'54	
11'56	4	0'35	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Febrero</b>	14'43	11	0'76
	13'28	7	0'53
	11'97	5	0'42
	12'67	6	0'47
	12'56	6	0'48
	13'49	8	0'59
	13'18	11	0'83
	12'58	7	0'56
	13'54	9	0'66
	12'19	5	0'41
	13'19	7	0'53
	12'01	6	0'50
<b>Marzo</b>	14'18	12	0'85
	13'01	11	0'85
	13'85	11	0'79
	13'13	13	0'99
	12'82	19	1'48
	11'96	24	2'01
	13'96	11	0'79
	14'34	13	0'91
	11'54	7	0'61
	13'67	11	0'80
	14'26	23	1'61
	14'06	12	0'85
	12'79	10	0'78
	11'88	8	0'67
	11'41	7	0'61
	13'79	13	0'94
	13'42	13	0'97
	12'87	9	0'70
	14'44	17	1'18
	12'42	10	0'81
14'11	13	0'92	
13'65	13	0'95	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	13'83	14	1'01
	12'78	10	0'78
	13'89	13	0'94
	14'44	23	1'59
	14'28	13	0'91
	12'28	6	0'49
	12'87	13	1'01
	12'41	10	0'81
	12'93	8	0'62
	12'77	9	0'70
	13'67	11	0'80
	12'49	10	0'80
	13'68	10	0'73
	13'56	9	0'66
	13'14	11	0'84
	13'27	10	0'75
<b>Marzo</b>	12'77	8	0'63
	12'99	11	0'85
	13'97	13	0'93
	14'03	10	0'71
	13'87	11	0'79
	13'41	11	0'82
	14'29	12	0'84
	12'80	8	0'63
	13'09	10	0'76
	12'40	8	0'65
	12'46	10	0'80
	13'71	9	0'66
	24'60	25	1'02
	23'63	51	2'16
	23'80	35	1'47
	23'47	23	0'98
	24'23	25	1'03
	23'35	31	1'33

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Marzo</b>	24'38	28	1'15
	24'19	27	1'12
	24'70	26	1'05
	21'80	29	1'33
	23'66	30	1'27
	23'56	31	1'32
	23'20	28	1'21
	24'09	35	1'45
	23'94	55	2'30
	21'74	31	1'43
	23'97	51	2'13
	22'38	28	1'25
	26'02	40	1'54
	23'57	38	1'61
	23'52	30	1'28
	25'13	39	1'55
	23'82	32	1'34
	24'28	46	1'89
	25'34	91	3'59
	22'59	26	1'15
	21'55	57	2'65
	22'75	21	0'92
	23'50	27	1'15
	24'76	29	1'17
	23'15	38	1'64
	23'17	35	1'51
	23'66	29	1'23
	21'85	19	0'87
	22'11	29	1'31
	23'19	28	1'21
24'24	33	1'36	
25'84	32	1'24	
23'57	26	1'10	
22'99	30	1'30	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Marzo</b>	24'72	24	0'97
	22'35	50	2'24
	24'09	35	1'45
	23'46	69	2'94
	24'63	30	1'22
	24'89	33	1'33
	24'21	32	1'32
	25'55	42	1'64
	25'36	37	1'46
	23'47	93	3'96
<b>Abril</b>	13'33	13	0'98
	13'69	11	0'80
	14'04	13	0'93
	13'80	12	0'87
	13'59	9	0'66
	13'01	8	0'61
	12'03	7	0'58
	13'17	9	0'68
	12'04	14	1'16
	11'07	18	1'63
	13'19	12	0'91
	13'36	23	1'72
	12'63	9	0'71
	14'43	18	1'25
	12'76	9	0'71
	14'64	15	1'02
	13'98	11	0'79
	12'39	10	0'81
	11'40	7	0'61
	15'98	25	1'56
13'38	13	0'97	
12'76	8	0'63	
12'00	8	0'67	
12'94	11	0'85	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	12'84	9	0'70
	13'83	13	0'94
	13'66	11	0'81
	12'29	7	0'57
	13'44	13	0'97
	13'64	16	1'17
	11'31	7	0'62
	12'20	10	0'82
	12'85	10	0'78
	12'74	8	0'63
	13'05	14	1'07
	12'75	9	0'71
	12'85	14	1'09
	12'74	8	0'63
	13'05	5	0'38
	12'75	13	1'02
<b>Abril</b>	13'80	13	0'94
	13'44	9	0'67
	13'93	13	0'93
	13'23	12	0'91
	14'25	13	0'91
	14'12	10	0'71
	12'54	9	0'72
	13'12	11	0'84
	13'61	12	0'88
	12'91	10	0'77
	13'33	12	0'90
	11'56	8	0'69
	12'25	13	1'06
	13'72	15	1'09
	12'86	10	0'78
	13'00	9	0'69
	13'85	12	0'87
	13'60	16	1'18

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	12'99	8	0'62
	13'11	24	1'83
	12'54	17	1'36
	12'73	9	0'71
	12'75	9	0'71
	11'60	7	0'60
	11'78	8	0'68
	11'90	9	0'76
	12'73	14	1'10
	12'52	9	0'72
	14'14	11	0'78
	13'51	8	0'59
	22'58	31	1'37
	23'87	45	1'89
	22'86	37	1'62
	22'24	30	1'35
<b>Abril</b>	25'91	45	1'74
	23'42	28	1'20
	24'63	30	1'22
	24'17	56	2'32
	22'54	35	1'55
	23'33	32	1'37
	22'06	25	1'13
	23'52	26	1'11
	23'11	34	1'47
	23'49	31	1'32
	24'57	38	1'55
	24'88	40	1'61
	22'09	36	1'63
	23'49	31	1'32
	24'49	88	3'59
	22'24	27	1'21
	24'49	39	1'59
	23'35	37	1'58

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Abril</b>	24'65	34	1'38
	22'51	28	1'24
	23'25	41	1'76
	23'59	32	1'36
	23'82	39	1'64
	26'75	47	1'76
	24'31	31	1'28
	24'52	38	1'55
<b>Mayo</b>	24'44	48	1'96
	22'76	30	1'32
	23'35	41	1'76
	22'61	28	1'24
	24'05	29	1'21
	22'77	56	2'46
	22'09	36	1'63
	23'09	34	1'47
	21'25	31	1'46
	24'06	74	3'08
	22'67	38	1'68
	23'02	40	1'74
	14'26	16	1'12
	13'70	14	1'02
	14'04	19	1'35
	13'40	11	0'82
	13'55	14	1'03
	13'87	13	0'94
	13'88	10	0'72
	13'13	14	1'07
14'19	16	1'13	
15'10	22	1'46	
13'99	14	1'00	
13'94	15	1'08	
12'69	13	1'02	
13'96	12	0'86	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Mayo</b>	13'05	11	0'84
	13'98	17	1'22
	13'79	16	1'16
	13'61	18	1'32
	13'79	16	1'16
	13'79	16	1'16
	12'98	12	0'92
	12'76	13	1'02
	14'93	15	1'00
	12'98	10	0'77
	12'98	10	0'77
	14'79	29	1'96
	13'37	9	0'67
	12'40	11	0'89
	13'83	16	1'16
	13'63	18	1'32
	13'94	18	1'29
	13'59	16	1'18
	13'82	17	1'23
	14'78	17	1'15
	12'54	9	0'72
	13'66	13	0'95
	12'24	12	0'98
	13'86	18	1'30
	13'86	15	1'08
	13'99	20	1'43
	14'30	13	0'91
	12'18	10	0'82
	13'53	15	1'11
	13'51	12	0'89
14'45	18	1'25	
13'61	16	1'18	
13'87	13	0'94	
12'85	14	1'09	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	14'71	16	1'09
	14'04	17	1'21
	14'87	12	0'81
	13'94	16	1'15
	13'03	11	0'84
	11'98	7	0'58
	13'91	12	0'86
	14'44	19	1'32
	14'95	19	1'27
	14'11	15	1'06
	13'68	12	0'88
	12'82	14	1'09
	13'07	20	1'53
	13'01	10	0'77
	14'58	18	1'23
	14'24	15	1'05
<b>Mayo</b>	13'80	14	1'01
	14'23	19	1'34
	14'33	19	1'33
	13'07	16	1'22
	13'33	15	1'13
	12'30	11	0'89
	13'01	8	0'61
	13'41	15	1'12
	13'85	13	0'94
	13'76	15	1'09
	13'64	11	0'81
	14'26	18	1'26
	12'59	11	0'87
	13'98	20	1'43
	13'65	16	1'17
	12'54	9	0'72
	13'23	12	0'91
	12'32	19	1'54

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Mayo</b>	13'98	16	1'14
	13'42	20	1'49
	13'46	14	1'04
	11'95	10	0'84
	13'89	16	1'15
	14'46	23	1'59
<b>Junio</b>	23'51	23	0'98
	24'32	23	0'95
	13'38	10	0'75
	12'92	4	0'31
	12'92	10	0'77
	13'54	10	0'74
	11'71	5	0'43
	14'16	13	0'92
	14'06	11	0'78
	14'31	11	0'77
	12'80	10	0'78
	13'90	8	0'58
	13'86	11	0'79
	11'56	5	0'43
	15'29	17	1'11
	13'52	10	0'74
	13'70	10	0'73
	13'62	11	0'81
	14'35	13	0'91
	14'64	11	0'75
13'08	10	0'76	
11'98	6	0'50	
14'81	13	0'88	
13'34	8	0'60	
13'72	11	0'80	
13'75	11	0'80	
14'94	14	0'94	
12'37	7	0'57	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Junio</b>	12'40	7	0'56
	13'34	10	0'75
	14'05	11	0'78
	12'79	9	0'70
	11'57	4	0'35
	12'32	8	0'65
	13'55	11	0'81
	12'92	9	0'70
	13'26	11	0'83
	13'78	10	0'73
	13'51	9	0'67
	10'78	6	0'56
	13'89	11	0'79
	14'93	10	0'67
	11'47	5	0'44
	13'67	10	0'73
	13'59	11	0'81
	11'20	7	0'63
	14'68	10	0'68
	13'46	10	0'74
	13'73	11	0'80
	12'94	8	0'62
	13'70	10	0'73
13'84	13	0'94	
12'92	9	0'70	
14'14	12	0'85	
6'06	1	0'17	
14'10	12	0'85	
<b>Julio</b>	23'66	30	1'27
	23'80	35	1'47
	24'51	37	1'51
	23'45	54	2'30
	23'39	30	1'28
	20'72	23	1'11

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Julio</b>	27'55	45	1'63
	23'12	34	1'47
	23'54	33	1'40
	25'04	37	1'48
	23'24	37	1'59
	23'86	27	1'13
	22'27	34	1'53
	22'69	31	1'37
	22'91	24	1'05
	22'50	28	1'24
	22'63	33	1'46
	22'66	32	1'41
	14'61	11	0'75
	13'72	11	0'80
	15'76	15	0'95
	13'69	10	0'73
	13'75	12	0'87
	13'78	13	0'94
	14'34	11	0'77
	13'48	10	0'74
	13'52	9	0'67
	14'44	13	0'90
	14'64	13	0'89
	13'95	11	0'79
	14'75	14	0'95
	13'44	10	0'74
	13'88	10	0'72
	13'59	11	0'81
	13'75	10	0'73
	13'14	11	0'84
11'03	5	0'45	
15'75	16	1'02	
14'13	9	0'64	
12'70	8	0'63	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	13'01	9	0'69
	14'04	11	0'78
	12'12	9	0'74
	13'93	10	0'72
	14'54	10	0'69
	14'92	14	0'94
	15'48	13	0'84
	13'29	8	0'60
	12'83	8	0'62
	14'26	12	0'84
	13'66	11	0'81
	14'43	12	0'83
	15'07	11	0'73
	11'90	7	0'59
	14'22	10	0'70
	13'84	11	0'79
<b>Julio</b>	13'66	10	0'73
	14'73	12	0'81
	12'32	7	0'57
	14'90	13	0'87
	13'40	9	0'67
	14'88	14	0'94
	14'72	12	0'82
	13'52	10	0'74
	13'93	10	0'72
	15'33	12	0'78
	12'71	8	0'63
	13'80	8	0'58
	13'00	8	0'62
	14'03	11	0'78
	14'29	12	0'84
	15'15	14	0'92
	15'46	16	1'03
	12'86	7	0'54

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Julio</b>	13'04	9	0'69
	13'43	9	0'67
	12'42	7	0'56
	14'52	17	1'17
	13'20	9	0'68
	13'95	9	0'65
	14'44	11	0'76
	13'30	9	0'68
	14'19	12	0'85
	13'28	10	0'75
	14'49	12	0'83
	15'20	14	0'92
	15'14	15	0'99
	14'17	11	0'78
	14'26	9	0'63
	14'91	14	0'94
	14'67	13	0'89
	11'47	6	0'52
	14'31	12	0'84
	15'13	12	0'79
14'72	24	1'63	
13'38	9	0'67	
13'43	8	0'60	
14'12	9	0'64	
13'35	8	0'60	
11'06	6	0'54	
<b>Agosto</b>	26'61	49	1'84
	25'85	46	1'78
	25'86	51	1'97
	24'74	38	1'54
	25'45	30	1'18
	26'02	48	1'84
	26'07	48	1'84
25'45	36	1'41	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	24'40	43	1'76
	25'64	47	1'83
	26'51	40	1'51
	26'62	49	1'84
	25'91	52	2'01
	23'64	47	1'99
	15'16	16	1'06
	16'82	21	1'25
	16'03	23	1'43
	16'36	22	1'34
	14'95	18	1'20
	14'33	13	0'91
	15'29	16	1'05
	14'95	15	1'00
	15'34	18	1'17
	17'31	25	1'44
<b>Agosto</b>	15'54	18	1'16
	14'50	14	0'97
	15'39	18	1'17
	16'27	18	1'11
	14'99	16	1'07
	15'77	20	1'27
	15'14	17	1'12
	15'78	18	1'14
	13'74	12	0'87
	14'55	16	1'10
	16'10	20	1'24
	15'37	18	1'17
	16'07	21	1'31
	17'04	26	1'53
	16'27	20	1'23
	16'28	14	0'86
	15'80	19	1'20
	15'44	16	1'04

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	16'00	24	1'50
	16'74	23	1'37
	16'41	20	1'22
	16'83	19	1'13
	15'42	16	1'04
	15'63	18	1'15
	16'31	22	1'35
	15'56	18	1'16
	15'22	15	0'99
	16'45	21	1'28
	14'74	16	1'09
	15'50	18	1'16
	16'71	22	1'32
	15'19	20	1'32
	16'25	22	1'35
	16'06	18	1'12
<b>Agosto</b>	17'09	24	1'40
	15'96	18	1'13
	14'56	16	1'10
	14'85	17	1'14
	15'23	18	1'18
	15'44	16	1'04
	17'71	26	1'47
	15'13	18	1'19
	13'76	12	0'87
	15'83	18	1'14
	15'60	17	1'09
	15'90	24	1'51
	15'10	16	1'06
	15'44	17	1'10
	15'80	19	1'20
	15'67	19	1'21
	16'02	19	1'19
	12'93	12	0'93

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Agosto</b>	16'31	22	1'35
	15'55	16	1'03
	14'67	14	0'95
	15'67	20	1'28
	16'23	20	1'23
	15'47	17	1'10
	15'38	17	1'11
	16'83	22	1'31
	15'41	16	1'04
	15'63	25	1'60
	15'75	16	1'02
	15'85	18	1'14
	16'43	22	1'34
	16'54	22	1'33
	16'84	23	1'37
	14'90	15	1'01
	15'54	14	0'90
	15'44	17	1'10
	14'47	13	0'90
	14'82	16	1'08
16'14	22	1'36	
14'10	16	1'13	
16'15	22	1'36	
13'93	14	1'01	
<b>Septiembre</b>	13'00	7	0'54
	13'70	10	0'73
	14'20	9	0'63
	13'30	9	0'68
	12'65	7	0'55
	13'10	8	0'61
	19'65	22	1'12
	15'00	12	0'80
	14'00	10	0'71
	13'00	8	0'62

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Septiembre</b>	13'90	8	0'58
	12'70	6	0'47
	12'00	7	0'58
	13'20	9	0'68
	25'30	33	1'30
	14'20	5	0'35
	12'40	7	0'56
	13'00	7	0'54
	13'55	9	0'66
	14'80	10	0'68
	23'75	25	1'05
	11'70	6	0'51
	14'60	12	0'82
	14'00	10	0'71
	12'55	8	0'64
	23'00	20	0'87
	12'30	5	0'41
	13'20	9	0'68
	13'00	10	0'77
	13'00	8	0'62
	13'50	8	0'59
	13'30	7	0'53
	12'55	7	0'56
	13'65	8	0'59
	12'00	7	0'58
	12'45	8	0'64
	13'45	9	0'67
	23'00	20	0'87
	13'00	8	0'62
	12'70	6	0'47
24'60	31	1'26	
12'35	6	0'49	
24'00	29	1'21	
12'60	7	0'56	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	13'00	6	0'46
	13'15	4	0'30
	12'60	6	0'48
	13'00	7	0'54
	11'15	6	0'54
	13'95	11	0'79
	13'70	6	0'44
	12'55	8	0'64
	14'00	11	0'79
	13'20	10	0'76
	14'40	10	0'69
	13'70	9	0'66
	13'20	8	0'61
	12'20	7	0'57
	12'65	9	0'71
	24'45	29	1'19
<b>Septiembre</b>	14'65	11	0'75
	24'00	33	1'38
	13'00	7	0'54
	14'00	10	0'71
	13'60	8	0'59
	27'25	38	1'39
	13'10	9	0'69
	20'10	52	2'59
	11'65	5	0'43
	13'00	7	0'54
	12'30	7	0'57
	13'60	9	0'66
	22'35	24	1'07
	13'00	8	0'62
	13'35	8	0'60
	12'30	14	1'14
	24'00	28	1'17
	24'25	33	1'36

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Septiembre</b>	12'40	7	0'56
	12'50	5	0'40
	11'45	5	0'44
	14'30	10	0'70
	11'75	4	0'34
	13'20	8	0'61
	13'95	11	0'79
	13'70	9	0'66
	12'50	6	0'48
	11'45	5	0'44
	13'00	9	0'69
	12'60	8	0'63
	13'30	8	0'60
	14'50	11	0'76
	11'10	5	0'45
	24'45	31	1'27
	13'90	10	0'72
	14'80	12	0'81
	22'50	20	0'89
	13'75	9	0'65
14'00	8	0'57	
14'00	11	0'79	
<b>Octubre</b>	24'77	72	2'91
	26'61	29	1'09
	25'09	27	1'08
	23'72	21	0'89
	23'20	20	0'86
	25'35	28	1'10
	25'77	27	1'05
	25'92	35	1'35
	25'52	26	1'02
	22'49	23	1'02
	24'07	69	2'87
	25'65	33	1'29

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	23'80	20	0'84
	25'51	29	1'14
	24'69	26	1'05
	24'83	23	0'93
	25'16	31	1'23
	25'40	29	1'14
	24'48	24	0'98
	24'33	28	1'15
	24'66	27	1'09
	24'74	31	1'25
	25'70	29	1'13
	25'05	25	1'00
	25'34	31	1'22
	23'75	28	1'18
	23'95	24	1'00
	25'15	23	0'91
	25'14	30	1'19
<b>Octubre</b>	23'03	25	1'09
	25'65	27	1'05
	23'84	21	0'88
	24'74	30	1'21
	22'72	19	0'84
	24'22	25	1'03
	24'78	20	0'81
	25'37	24	0'95
	25'11	30	1'19
	24'71	24	0'97
	14'25	9	0'63
	24'50	36	1'47
	23'19	27	1'16
	25'55	49	1'92
	13'59	10	0'74
	25'76	27	1'05
	24'89	30	1'21

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	24'09	26	1'08
	25'47	27	1'06
	25'56	27	1'06
	25'02	25	1'00
	24'90	28	1'12
	21'78	56	2'57
	22'59	24	1'06
	24'95	76	3'05
	26'15	28	1'07
	24'61	28	1'14
	14'27	11	0'77
	24'76	30	1'21
	13'07	7	0'54
	25'20	26	1'03
	14'63	9	0'62
	23'98	43	1'79
<b>Octubre</b>	12'00	5	0'42
	23'70	20	0'84
	13'49	9	0'67
	23'36	27	1'16
	14'25	13	0'91
	24'13	26	1'08
	13'60	8	0'59
	25'52	30	1'18
	13'10	35	2'67
	24'42	31	1'27
	13'32	10	0'75
	23'82	23	0'97
	23'51	24	1'02
	13'56	7	0'52
	24'32	24	0'99
	25'46	29	1'14
	13'19	9	0'68
	12'32	6	0'49

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Octubre</b>	24'60	28	1'14
	24'68	26	1'05
	11'83	6	0'51
	23'79	26	1'09
	13'15	8	0'61
	24'18	25	1'03
	22'90	26	1'14
	11'74	6	0'51
	26'14	38	1'45
	24'85	32	1'29
	24'93	26	1'04
	24'16	18	0'75
	22'93	22	0'96
	25'25	19	0'75
	23'51	25	1'06
	25'25	22	0'87
	24'38	28	1'15
	24'50	27	1'10
	22'68	21	0'93
	24'80	23	0'93
24'90	28	1'12	
25'44	25	0'98	
<b>Diciembre</b>	13'95	10	0'72
	13'00	9	0'69
	13'14	8	0'61
	11'97	5	0'42
	13'71	8	0'58
	22'28	23	1'03
	23'56	23	0'98
	23'33	25	1'07
	22'62	22	0'97
	23'07	24	1'04
	24'23	39	1'61
24'93	33	1'32	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	23'99	30	1'25
	23'57	32	1'36
	23'60	28	1'19
	23'80	88	3'70
	22'45	43	1'92
	23'26	27	1'16
	23'81	26	1'09
	23'43	29	1'24
	23'00	34	1'48
	22'68	29	1'28
	24'83	32	1'29
	23'38	31	1'33
	23'95	30	1'25
	24'48	30	1'23
	23'93	34	1'42
	22'55	23	1'02
<b>Diciembre</b>	23'14	24	1'04
	23'93	30	1'25
	23'01	24	1'04
	22'10	35	1'58
	25'57	41	1'60
	24'44	33	1'35
	24'93	65	2'61
	24'92	39	1'57
	26'20	33	1'26
	22'70	25	1'10
	23'86	59	2'47
	22'55	34	1'51
	25'19	44	1'75
	23'50	26	1'11
	25'05	28	1'12
	23'81	37	1'55
	23'16	36	1'55
	24'32	28	1'15

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	21'68	26	1'20
	25'19	27	1'07
	24'92	28	1'12
	23'75	27	1'14
	23'51	31	1'32
	22'98	24	1'04
	23'85	34	1'43
	23'33	27	1'16
	24'70	29	1'17
	24'72	25	1'01
	25'08	31	1'24
	24'13	31	1'28
	23'56	27	1'15
	23'86	38	1'59
	24'72	76	3'07
	22'57	33	1'46
	25'42	34	1'34
<b>Diciembre</b>	24'02	36	1'50
	24'12	31	1'29
	24'67	33	1'34
	23'73	31	1'31
	24'37	44	1'81
	25'29	29	1'15
	22'45	30	1'34
	23'93	117	4'89
	22'33	28	1'25
	23'58	27	1'15
	25'31	31	1'22
	22'85	32	1'40
	24'25	26	1'07
	23'65	45	1'90
	24'62	53	2'15
	23'79	25	1'05
	23'17	36	1'55

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Lenta</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	23'39	30	1'28
	22'63	35	1'55
	23'42	61	2'60
	24'25	34	1'40
	22'74	32	1'41
	24'11	34	1'41
	24'12	24	1'00
	23'90	30	1'26
	24'09	47	1'95
	23'54	37	1'57
	22'34	28	1'25
	25'31	34	1'34
	25'33	31	1'22
	23'33	46	1'97
	23'02	24	1'04
<b>Diciembre</b>	22'86	29	1'27
	25'49	35	1'37
	24'31	107	4'40
	22'26	23	1'03
	23'55	30	1'27
	23'28	29	1'25
	23'84	33	1'38
	22'66	33	1'46
	24'65	30	1'22
	23'31	25	1'07
	23'64	27	1'14
	22'08	34	1'54
	24'20	31	1'28
	19'80	26	1'31
	22'88	34	1'49
	23'36	38	1'63
	24'38	41	1'68

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Enero</b>	20'41	47	2'30
	15'98	20	1'25
	21'28	49	2'30
	15'97	20	1'25
	19'85	40	2'02
	15'53	19	1'22
	16'59	23	1'39
	14'20	14	0'99
	11'59	6	0'52
	17'80	31	1'74
	15'73	18	1'14
	18'32	31	1'69
	22'60	58	2'57
	15'70	15	0'96
	20'26	42	2'07
	24'91	69	2'77
	19'19	20	1'04
	20'58	40	1'94
	19'44	36	1'85
	20'01	45	2'25
	13'96	12	0'86
	17'71	24	1'36
	20'95	51	2'43
	13'41	9	0'67
	18'02	31	1'72
	20'89	43	2'06
	19'90	46	2'31
	14'12	14	0'99
	15'56	15	0'96
	14'15	12	0'85
18'66	32	1'71	
17'24	30	1'74	
18'63	38	2'04	
15'45	18	1'17	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Enero</b>	17'05	23	1'35
	15'60	19	1'22
	20'10	44	2'19
	21'15	51	2'41
	12'11	7	0'58
	17'70	30	1'69
	19'86	37	1'86
	18'80	37	1'97
	18'03	27	1'50
	15'69	19	1'21
	19'57	43	2'20
	12'60	8	0'63
	18'68	37	1'98
	18'83	33	1'75
	18'40	32	1'74
	17'78	27	1'52
	21'14	48	2'27
	17'96	28	1'56
	12'91	10	0'77
	21'92	53	2'42
	21'35	50	2'34
	17'99	35	1'95
	15'01	16	1'07
	20'75	42	2'02
	12'50	9	0'72
	13'51	11	0'81
	20'80	44	2'12
	15'11	15	0'99
	21'39	52	2'43
	17'05	23	1'35
	20'94	44	2'10
	22'99	56	2'44
17'28	29	1'68	
15'57	18	1'16	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Enero</b>	15'68	17	1'08
	15'88	17	1'07
	16'23	21	1'29
	13'58	10	0'74
	18'20	24	1'32
	15'54	16	1'03
	15'65	17	1'09
	12'98	10	0'77
	20'01	43	2'15
	17'12	23	1'34
	17'14	23	1'34
	20'67	51	2'47
	20'12	42	2'09
	21'12	48	2'27
	15'04	18	1'20
	14'72	16	1'09
	15'60	16	1'03
	15'92	19	1'19
	24'09	59	2'45
	21'08	47	2'23
	20'40	43	2'11
	15'97	16	1'00
	16'59	20	1'21
	17'40	26	1'49
	14'81	12	0'81
	21'36	55	2'57
	13'12	9	0'69
11'49	6	0'52	
15'34	18	1'17	
21'27	49	2'30	
19'02	40	2'10	
20'50	44	2'15	
<b>Febrero</b>	19'80	34	1'72
	15'63	14	0'90

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	18'59	21	1'13
	17'89	20	1'12
	19'39	24	1'24
	18'18	27	1'49
	12'21	6	0'49
	14'13	11	0'78
	15'76	18	1'14
	17'90	25	1'40
	17'65	22	1'25
	12'35	6	0'49
	14'20	11	0'77
	11'96	7	0'59
	9'50	4	0'42
	11'09	6	0'54
	11'22	4	0'36
	11'05	5	0'45
<b>Febrero</b>	15'28	14	0'92
	13'67	9	0'66
	12'02	6	0'50
	11'09	5	0'45
	13'00	9	0'69
	13'31	10	0'75
	8'79	7	0'80
	10'77	4	0'37
	11'75	7	0'60
	10'32	3	0'29
	13'21	8	0'61
	12'10	6	0'50
	11'12	5	0'45
	12'17	7	0'58
	11'71	6	0'51
	11'50	6	0'52
18'38	25	1'36	
25'05	67	2'67	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Febrero</b>	11'76	6	0'51
	11'20	5	0'45
	13'53	11	0'81
	11'17	6	0'54
	10'66	5	0'47
	11'11	4	0'36
	11'25	5	0'44
	12'99	8	0'62
	10'72	5	0'47
	12'23	5	0'41
	10'73	4	0'37
	10'70	5	0'47
	14'00	12	0'86
	10'27	4	0'39
	12'45	6	0'48
	10'69	4	0'37
	11'22	5	0'45
	10'62	3	0'28
9'94	4	0'40	
10'13	1	0'10	
<b>Marzo</b>	18'24	33	1'81
	16'50	20	1'21
	17'99	32	1'78
	20'54	62	3'02
	19'87	46	2'32
	15'86	28	1'77
	19'25	45	2'34
	21'09	39	1'85
	15'67	21	1'34
	8'34	3	0'36
	9'67	5	0'52
	6'47	1	0'15
	20'92	38	1'82
18'09	31	1'71	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Marzo</b>	20'77	44	2'12
	15'40	19	1'23
	16'57	28	1'69
	19'92	42	2'11
	17'35	48	2'77
	20'90	56	2'68
	7'60	2	0'26
	17'95	67	3'73
	22'30	57	2'56
	19'67	36	1'83
	16'70	22	1'32
	13'38	12	0'90
	8'70	3	0'34
	15'93	22	1'38
	16'29	54	3'31
	15'66	14	0'89
	17'91	23	1'28
	19'17	35	1'83
	16'24	21	1'29
	12'10	7	0'58
	16'21	22	1'36
	7'80	2	0'26
	16'52	27	1'63
	16'78	21	1'25
	12'68	10	0'79
	15'44	20	1'30
	16'82	31	1'84
	12'22	9	0'74
	16'47	24	1'46
	10'99	7	0'64
	16'72	29	1'73
	14'95	18	1'20
16'53	22	1'33	
8'76	4	0'46	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	12'66	11	0'87
	14'20	11	0'77
	20'89	55	2'63
	9'60	5	0'52
	7'49	3	0'40
	15'02	14	0'93
	21'68	48	2'21
	17'35	33	1'90
	15'35	20	1'30
	10'99	10	0'91
	15'39	19	1'23
	12'05	9	0'75
	16'28	19	1'17
	15'06	16	1'06
	18'38	37	2'01
	18'39	34	1'85
<b>Marzo</b>	13'08	11	0'84
	10'86	6	0'55
	14'77	31	2'10
	18'91	35	1'85
	16'31	22	1'35
	9'98	5	0'50
	11'21	6	0'54
	11'92	8	0'67
	15'63	20	1'28
	13'79	12	0'87
	16'89	22	1'30
	17'68	26	1'47
	10'99	8	0'73
	20'90	47	2'25
	10'93	6	0'55
	9'48	5	0'53
	10'87	6	0'55
	14'61	15	1'03

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Marzo</b>	12'28	10	0'81
	13'08	11	0'84
	15'56	23	1'48
	11'01	8	0'73
	10'86	5	0'46
	12'46	9	0'72
	13'20	11	0'83
	11'50	8	0'70
	11'74	8	0'68
	9'80	5	0'51
	14'10	15	1'06
	18'24	31	1'70
	16'28	23	1'41
	19'35	37	1'91
	17'26	24	1'39
	12'67	10	0'79
	13'30	10	0'75
	14'11	17	1'20
14'40	14	0'97	
11'86	7	0'59	
<b>Abril</b>	33'95	146	4'30
	32'57	105	3'22
	31'70	104	3'28
	30'48	86	2'82
	33'15	128	3'86
	31'60	98	3'10
	29'10	96	3'30
	29'63	80	2'70
	31'59	109	3'45
	29'33	97	3'31
	33'17	126	3'80
	32'78	146	4'45
	31'79	109	3'43
29'06	83	2'86	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	31'24	131	4'19
	30'59	91	2'97
	30'09	77	2'56
	31'09	105	3'38
	31'03	104	3'35
	25'97	56	2'16
	22'89	62	2'71
	20'89	67	3'21
	19'14	35	1'83
	20'30	44	2'17
	23'45	52	2'22
	17'54	27	1'54
	20'71	53	2'56
	18'83	35	1'86
	18'73	39	2'08
	21'98	50	2'27
<b>Abril</b>	22'39	54	2'41
	22'82	53	2'32
	18'48	27	1'46
	21'32	45	2'11
	19'41	36	1'85
	19'34	36	1'86
	19'43	43	2'21
	20'29	49	2'41
	20'75	51	2'46
	19'42	49	2'52
	19'24	50	2'60
	18'53	31	1'67
	18'80	35	1'86
	20'32	43	2'12
	19'37	36	1'86
	14'10	15	1'06
	16'07	23	1'43
	14'76	16	1'08

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	16'76	24	1'43
	15'74	20	1'27
	20'11	52	2'59
	16'42	21	1'28
	14'94	19	1'27
	15'04	14	0'93
	15'82	20	1'26
	16'19	20	1'24
	16'29	16	0'98
	14'40	14	0'97
	15'36	22	1'43
	17'99	33	1'83
	15'18	19	1'25
	14'79	17	1'15
	14'10	18	1'28
	13'40	12	0'90
<b>Abril</b>	13'86	15	1'08
	17'06	38	2'23
	19'84	33	1'66
	19'06	32	1'68
	14'18	15	1'06
	14'10	30	2'13
	18'14	33	1'82
	16'92	24	1'42
	15'25	18	1'18
	14'77	21	1'42
	14'49	15	1'04
	17'57	27	1'54
	14'99	18	1'20
	15'81	21	1'33
	14'75	15	1'02
	13'57	14	1'03
	14'73	15	1'02
	16'46	23	1'40

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	12'70	9	0'71
	16'89	30	1'78
	15'28	19	1'24
	16'89	24	1'42
	14'43	20	1'39
	14'34	15	1'05
	14'51	16	1'10
	14'77	20	1'35
	11'54	8	0'69
	11'40	8	0'70
	11'89	9	0'76
	11'27	7	0'62
<b>Abril</b>	10'84	5	0'46
	11'45	6	0'52
	11'09	10	0'90
	10'39	6	0'58
	10'86	4	0'37
	10'73	6	0'56
	8'52	3	0'35
	7'40	2	0'27
	6'94	2	0'29
	7'07	2	0'28
	6'98	2	0'29
	6'82	2	0'29
	6'55	1	0'15
	6'51	2	0'31
	30'39	103	3'39
	29'40	90	3'06
	27'37	89	3'25
<b>Mayo</b>	29'06	113	3'89
	28'92	105	3'63
	30'79	86	2'79
	28'89	77	2'67
	22'96	62	2'70

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	29'54	124	4'20
	20'99	26	1'24
	20'13	47	2'33
	16'59	24	1'45
	18'94	32	1'69
	19'58	31	1'58
	19'87	52	2'62
	17'43	32	1'84
	20'42	44	2'15
	17'11	25	1'46
	17'93	24	1'34
	17'60	28	1'59
	17'47	33	1'89
	20'09	56	2'79
	19'79	43	2'17
	19'13	44	2'30
<b>Mayo</b>	21'61	65	3'01
	18'45	35	1'90
	20'10	41	2'04
	20'86	54	2'59
	19'87	41	2'06
	19'56	38	1'94
	20'64	61	2'96
	20'23	56	2'77
	21'55	47	2'18
	17'94	28	1'56
	18'64	42	2'25
	18'53	39	2'10
	17'16	25	1'46
	17'95	28	1'56
	17'91	27	1'51
	17'58	21	1'19
	18'73	42	2'24
	16'02	21	1'31

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	18'27	41	2'24
	19'39	35	1'81
	18'08	36	1'99
	19'30	42	2'18
	16'38	23	1'40
	15'48	21	1'36
	19'25	36	1'87
	16'49	23	1'39
	16'37	37	2'26
	16'86	27	1'60
	13'09	10	0'76
	13'86	12	0'87
	13'82	12	0'87
	13'72	13	0'95
	14'22	14	0'98
	13'66	15	1'10
<b>Mayo</b>	12'60	9	0'71
	13'02	15	1'15
	13'02	10	0'77
	13'34	12	0'90
	13'00	7	0'54
	10'95	8	0'73
	12'20	11	0'90
	10'71	4	0'37
	11'96	7	0'59
	12'96	11	0'85
	12'53	8	0'64
	12'29	10	0'81
	12'89	9	0'70
	13'30	14	1'05
	11'76	9	0'77
	11'18	6	0'54
	11'55	7	0'61
	10'56	6	0'57

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	11'38	8	0'70
	11'74	9	0'77
	13'39	16	1'19
	10'82	6	0'55
	11'47	9	0'78
	12'99	13	1'00
	10'90	6	0'55
	9'87	1	0'10
	11'73	8	0'68
	11'98	7	0'58
	13'15	11	0'84
<b>Mayo</b>	11'13	6	0'54
	12'08	7	0'58
	12'16	8	0'66
	11'96	9	0'75
	11'51	6	0'52
	12'54	9	0'72
	11'65	9	0'77
	10'67	6	0'56
	10'24	5	0'49
	9'13	3	0'33
	9'11	5	0'55
	9'37	1	0'11
	24'31	95	3'91
	25'43	45	1'77
	25'48	45	1'77
	26'91	54	2'01
	23'39	40	1'71
<b>Junio</b>	24'65	95	3'85
	24'92	157	6'30
	24'47	40	1'63
	24'49	48	1'96
	22'48	37	1'65
	25'12	41	1'63

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	25'61	47	1'84
	21'95	64	2'92
	14'38	14	0'97
	12'10	9	0'74
	19'19	51	2'66
	14'76	15	1'02
	12'13	15	1'24
	13'17	13	0'99
	13'87	6	0'43
	17'38	35	2'01
	16'49	21	1'27
	16'07	27	1'68
	23'12	36	1'56
	23'08	32	1'39
	16'92	29	1'71
	23'85	48	2'01
	19'86	46	2'32
<b>Junio</b>	15'09	16	1'06
	23'56	42	1'78
	18'55	49	2'64
	19'85	51	2'57
	25'92	42	1'62
	16'98	35	2'06
	12'16	8	0'66
	13'30	10	0'75
	24'02	52	2'16
	13'88	12	0'86
	23'48	40	1'70
	13'49	13	0'96
	23'14	129	5'57
	23'60	48	2'03
	12'71	14	1'10
	13'91	25	1'80
	10'38	7	0'67

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	14'26	10	0'70
	14'78	22	1'49
	13'39	17	1'27
	10'66	8	0'75
	22'91	83	3'62
	21'56	81	3'76
	18'27	38	2'08
	19'24	58	3'01
	13'89	11	0'79
	14'21	20	1'41
	15'28	25	1'64
	13'84	14	1'01
	23'55	32	1'36
	13'87	12	0'87
	14'02	11	0'78
	13'63	12	0'88
<b>Junio</b>	12'92	12	0'93
	24'52	41	1'67
	12'84	11	0'86
	14'02	13	0'93
	23'53	36	1'53
	13'46	11	0'82
	13'19	9	0'68
	20'87	61	2'92
	13'99	14	1'00
	13'87	12	0'87
	14'15	14	0'99
	13'56	10	0'74
	14'30	12	0'84
	23'89	44	1'84
	14'37	12	0'84
	24'84	44	1'77
	23'55	36	1'53
	13'64	12	0'88

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	14'16	12	0'85
	13'89	13	0'94
	11'76	11	0'94
	16'88	30	1'78
	14'32	14	0'98
	12'85	13	1'01
	12'42	9	0'72
	11'56	12	1'04
	21'28	29	1'36
	14'46	24	1'66
	16'69	32	1'92
	16'49	34	2'06
<b>Junio</b>	12'69	10	0'79
	22'15	61	2'75
	19'32	52	2'69
	18'35	32	1'74
	13'55	34	2'51
	20'66	50	2'42
	24'14	45	1'86
	23'17	39	1'68
	25'68	39	1'52
	14'18	13	0'92
	11'82	9	0'76
	13'23	13	0'98
	16'70	27	1'62
	14'12	16	1'13
	9'80	5	0'51
	12'83	9	0'70
	17'12	28	1'64
<b>Julio</b>	11'40	9	0'79
	12'01	7	0'58
	14'99	20	1'33
	19'36	55	2'84
	18'56	38	2'05

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Julio</b>	16'63	23	1'38
	17'11	29	1'69
	14'39	16	1'11
	10'81	6	0'56
	19'40	44	2'27
	24'86	72	2'90
	12'71	10	0'79
	17'10	29	1'70
	8'85	3	0'34
	10'36	5	0'48
	9'00	4	0'44
	16'64	27	1'62
	13'62	13	0'95
	19'16	34	1'77
	11'91	9	0'76
	7'96	2	0'25
	9'33	3	0'32
	21'98	67	3'05
	28'96	111	3'83
	30'75	109	3'54
	14'32	15	1'05
	15'70	23	1'46
	17'07	34	1'99
	14'95	19	1'27
	28'17	108	3'83
	13'73	12	0'87
	20'01	49	2'45
	10'70	5	0'47
	16'09	18	1'12
	14'96	18	1'20
15'66	22	1'40	
16'67	29	1'74	
21'60	53	2'45	
25'85	84	3'25	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	13'48	15	1'11
	11'92	9	0'76
	12'72	10	0'79
	15'51	20	1'29
	10'95	6	0'55
	12'62	10	0'79
	9'93	5	0'50
	9'91	5	0'50
	15'22	26	1'71
	15'09	22	1'46
	12'83	10	0'78
	16'67	26	1'56
	11'83	8	0'68
	13'39	16	1'19
	14'05	10	0'71
	27'01	74	2'74
<b>Julio</b>	17'80	29	1'63
	15'93	20	1'26
	17'05	28	1'64
	11'45	6	0'52
	17'74	38	2'14
	14'92	20	1'34
	14'75	16	1'08
	12'55	12	0'96
	14'01	15	1'07
	26'81	95	3'54
	19'03	28	1'47
	13'72	14	1'02
	12'47	9	0'72
	13'30	17	1'28
	27'56	89	3'23
	15'64	23	1'47
	12'74	10	0'78
	9'33	4	0'43

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Julio</b>	10'10	5	0'50
	16'92	27	1'60
	16'82	27	1'61
	21'85	73	3'34
	15'22	21	1'38
	13'72	14	1'02
	13'64	13	0'95
	18'35	35	1'91
	15'40	25	1'62
	18'16	41	2'26
	12'66	10	0'79
	11'65	9	0'77
	13'16	11	0'84
	12'75	13	1'02
	12'09	10	0'83
	10'84	6	0'55
	11'48	8	0'70
	17'20	33	1'92
	9'16	4	0'44
	10'81	5	0'46
14'10	20	1'42	
11'68	8	0'68	
<b>Agosto</b>	31'95	148	4'63
	29'58	148	5'00
	29'34	142	4'84
	28'83	173	6'00
	16'43	30	1'83
	23'66	98	4'14
	20'76	66	3'18
	22'04	81	3'68
	30'16	140	4'64
	11'40	12	1'05
	20'88	61	2'92
	12'25	13	1'06

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	22'14	72	3'25
	21'51	83	3'86
	22'16	70	3'16
	18'51	46	2'49
	12'15	13	1'07
	20'13	58	2'88
	16'91	44	2'60
	19'25	54	2'81
	17'19	28	1'63
	22'55	92	4'08
	12'50	12	0'96
	9'95	8	0'80
	21'30	69	3'24
	21'19	67	3'16
	22'73	85	3'74
	29'08	130	4'47
<b>Agosto</b>	21'97	82	3'73
	20'33	58	2'85
	12'42	14	1'13
	22'26	74	3'32
	19'75	46	2'33
	29'45	140	4'75
	17'52	40	2'28
	16'89	32	1'89
	28'78	100	3'47
	20'71	106	5'12
	20'37	76	3'73
	12'43	13	1'05
	14'26	37	2'59
	17'68	50	2'83
	21'38	77	3'60
	30'15	142	4'71
	15'75	33	2'10
	14'11	17	1'20

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	11'46	19	1'66
	16'50	32	1'94
	13'59	25	1'84
	27'82	109	3'92
	13'36	16	1'20
	12'51	14	1'12
	13'71	16	1'17
	13'15	14	1'06
	16'06	30	1'87
	16'53	28	1'69
	17'04	39	2'29
	21'40	74	3'46
	17'09	37	2'17
	11'81	7	0'59
	10'75	6	0'56
	15'42	23	1'49
<b>Agosto</b>	24'99	169	6'76
	21'20	92	4'34
	28'41	145	5'10
	14'86	19	1'28
	17'78	36	2'02
	22'00	87	3'95
	24'35	104	4'27
	26'51	117	4'41
	21'15	82	3'88
	13'12	15	1'14
	12'89	17	1'32
	15'55	29	1'86
	23'67	115	4'86
	12'16	13	1'07
	15'42	34	2'20
	22'09	94	4'26
	12'75	14	1'10
	11'70	11	0'94

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	13'16	14	1'06
	11'66	10	0'86
	19'81	57	2'88
	13'03	16	1'23
	16'60	39	2'35
	21'82	69	3'16
	18'60	62	3'33
	31'39	99	3'15
	21'46	65	3'03
	16'08	28	1'74
	16'91	46	2'72
	20'94	65	3'10
	13'25	17	1'28
	12'80	14	1'09
	18'43	56	3'04
	13'77	21	1'53
<b>Agosto</b>	29'99	125	4'17
	28'48	100	3'51
	12'92	15	1'16
	15'04	19	1'26
	15'64	36	2'30
	23'12	95	4'11
	15'28	30	1'96
	13'23	27	2'04
	12'66	13	1'03
	16'80	27	1'61
	19'16	50	2'61
	20'19	62	3'07
	23'14	101	4'36
	21'46	79	3'68
	20'31	64	3'15
	22'66	97	4'28
	23'35	96	4'11
	21'74	96	4'42

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Agosto</b>	27'99	47	1'68
	22'67	89	3'93
	22'55	86	3'81
	23'18	73	3'15
<b>Septiembre</b>	29'30	100	3'41
	27'82	104	3'74
	21'82	70	3'21
	21'39	53	2'48
	26'41	125	4'73
	19'53	38	1'95
	21'44	53	2'47
	15'36	19	1'24
	17'80	32	1'80
	13'36	11	0'82
	16'10	23	1'43
	15'52	23	1'48
	15'12	19	1'26
	22'28	68	3'05
	13'21	15	1'14
	10'49	6	0'57
	20'15	51	2'53
	22'76	73	3'21
	19'79	39	1'97
	20'95	51	2'43
	12'27	9	0'73
	15'11	15	0'99
	17'64	30	1'70
	18'35	35	1'91
22'17	55	2'48	
19'52	42	2'15	
10'80	8	0'74	
16'79	29	1'73	
21'44	55	2'57	
16'87	24	1'42	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	19'30	37	1'92
	17'05	37	2'17
	15'88	21	1'32
	14'60	14	0'96
	10'72	8	0'75
	12'62	12	0'95
	9'67	5	0'52
	18'86	31	1'64
	21'64	47	2'17
	20'12	47	2'34
	16'14	27	1'67
	16'06	22	1'37
	12'12	9	0'74
	17'43	26	1'49
	14'25	17	1'19
	13'56	14	1'03
<b>Septiembre</b>	18'90	38	2'01
	12'50	11	0'88
	13'46	15	1'11
	9'51	4	0'42
	13'45	15	1'12
	15'19	22	1'45
	15'30	21	1'37
	12'94	11	0'85
	20'49	41	2'00
	17'26	25	1'45
	19'66	42	2'14
	14'93	20	1'34
	11'38	10	0'88
	17'99	42	2'33
	10'64	7	0'66
	19'60	32	1'63
	18'48	41	2'22
	21'18	53	2'50

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	16'02	20	1'25
	21'37	51	2'39
	15'04	19	1'26
	14'99	20	1'33
	12'58	11	0'87
	17'67	35	1'98
	10'41	6	0'58
	11'18	9	0'81
	9'69	5	0'52
	26'43	102	3'86
	13'87	13	0'94
	18'36	30	1'63
	16'90	28	1'66
	14'75	17	1'15
	19'68	39	1'98
	14'43	19	1'32
<b>Septiembre</b>	12'89	14	1'09
	15'94	21	1'32
	13'99	15	1'07
	14'30	18	1'26
	10'57	6	0'57
	17'62	32	1'82
	17'30	28	1'62
	17'77	28	1'58
	12'78	16	1'25
	18'58	31	1'67
	12'22	10	0'82
	14'73	23	1'56
	13'74	16	1'16
	12'75	18	1'41
	11'78	6	0'51
	12'66	10	0'79
	10'25	6	0'59
	10'86	8	0'74

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	12'99	15	1'15
	12'05	9	0'75
	11'49	9	0'78
	15'42	19	1'23
	11'90	9	0'76
	19'04	39	2'05
	19'50	43	2'21
	19'55	44	2'25
	9'74	5	0'51
	10'99	6	0'55
	12'00	7	0'58
	11'86	8	0'67
	18'66	37	1'98
	13'64	12	0'88
	13'28	13	0'98
	14'15	15	1'06
<b>Septiembre</b>	19'90	37	1'86
	16'95	25	1'47
	12'98	8	0'62
	12'99	13	1'00
	18'83	38	2'02
	17'34	20	1'15
	12'35	9	0'73
	14'07	17	1'21
	11'86	10	0'84
	19'61	34	1'73
	20'31	45	2'22
	21'47	51	2'38
	15'48	23	1'49
	13'60	13	0'96
	14'15	15	1'06
	11'59	7	0'60
	17'09	28	1'64
	11'21	9	0'80

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	17'26	32	1'85
	11'24	6	0'53
	13'28	26	1'96
	16'19	24	1'48
	11'65	8	0'69
	20'05	47	2'34
	17'06	28	1'64
	23'82	70	2'94
	14'96	23	1'54
	11'15	7	0'63
	13'76	19	1'38
	14'55	17	1'17
	15'57	19	1'22
	11'38	7	0'62
	16'67	22	1'32
	11'40	7	0'61
<b>Septiembre</b>	11'77	7	0'59
	13'91	17	1'22
	17'78	30	1'69
	14'84	13	0'88
	18'73	40	2'14
	15'22	20	1'31
	20'27	40	1'97
	13'14	10	0'76
	10'76	6	0'56
	9'75	5	0'51
	12'52	10	0'80
	16'14	34	2'11
	17'84	35	1'96
	8'00	5	0'63
	10'45	9	0'86
	15'12	22	1'46
	13'01	13	1'00
	18'09	35	1'93

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	20'57	44	2'14
	17'44	22	1'26
	9'06	4	0'44
	17'38	30	1'73
	10'41	5	0'48
	11'17	8	0'72
	10'79	6	0'56
	14'27	19	1'33
	17'57	31	1'76
	16'77	30	1'79
	12'54	10	0'80
	26'04	104	3'99
	9'54	10	1'05
	19'41	37	1'91
	9'99	3	0'30
	10'78	8	0'74
<b>Septiembre</b>	10'41	5	0'48
	14'85	14	0'94
	18'61	39	2'10
	22'96	70	3'05
	11'06	18	1'63
	15'52	9	0'58
	12'47	14	1'12
	12'60	10	0'79
	12'88	14	1'09
	11'73	10	0'85
	15'62	18	1'15
	13'47	10	0'74
	15'78	28	1'77
	13'47	13	0'97
	13'34	10	0'75
	8'61	3	0'35
	16'86	28	1'66
	11'50	9	0'78

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	8'26	3	0'36
	14'16	13	0'92
	11'61	8	0'69
	17'85	36	2'02
	15'60	14	0'90
	16'45	24	1'46
	16'22	19	1'17
	20'70	55	2'66
	15'61	22	1'41
	13'49	12	0'89
	12'37	13	1'05
	13'52	15	1'11
	15'83	18	1'14
	8'65	3	0'35
	16'87	24	1'42
	12'15	9	0'74
<b>Septiembre</b>	14'88	18	1'21
	11'56	9	0'78
	14'70	17	1'16
	13'30	14	1'05
	13'40	11	0'82
	14'81	16	1'08
	13'97	15	1'07
	14'42	20	1'39
	11'20	6	0'54
	8'30	3	0'36
	11'87	8	0'67
	14'26	15	1'05
	16'27	22	1'35
	7'32	3	0'41
	12'76	11	0'86
	11'16	8	0'72
	16'55	25	1'51
	21'15	55	2'60

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	11'55	7	0'61
	9'79	5	0'51
	13'56	12	0'88
	12'98	11	0'85
	11'04	5	0'45
	7'88	1	0'13
	12'83	14	1'09
	17'53	33	1'88
	14'96	18	1'20
	13'78	32	2'32
	11'34	8	0'71
	19'93	47	2'36
	15'88	25	1'57
	15'06	18	1'20
	16'01	22	1'37
	14'39	16	1'11
<b>Septiembre</b>	26'76	96	3'59
	21'74	58	2'67
	18'80	33	1'76
	20'45	47	2'30
	10'39	5	0'48
	10'95	8	0'73
	11'72	9	0'77
	11'65	12	1'03
	11'71	9	0'77
	19'71	32	1'62
	11'81	14	1'19
	16'24	7	0'43
	15'78	20	1'27
	15'40	21	1'36
	14'81	18	1'22
	17'69	32	1'81
	16'49	23	1'39
	10'28	5	0'49

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	13'36	11	0'82
	10'63	6	0'56
	13'31	10	0'75
	11'52	8	0'69
	10'50	6	0'57
	19'03	37	1'94
	8'80	4	0'45
	14'75	15	1'02
	11'98	9	0'75
	11'02	7	0'64
	7'84	3	0'38
	11'95	10	0'84
	14'68	20	1'36
	15'44	23	1'49
	11'21	16	1'43
	16'50	25	1'52
<b>Septiembre</b>	10'90	6	0'55
	11'98	8	0'67
	12'64	10	0'79
	14'00	13	0'93
	14'56	17	1'17
	13'62	13	0'95
	13'32	12	0'90
	10'75	7	0'65
	11'99	8	0'67
	14'16	15	1'06
	8'29	4	0'48
	14'74	16	1'09
	14'13	22	1'56
	15'70	19	1'21
	12'03	9	0'75
	10'72	8	0'75
	13'77	19	1'38
	14'10	17	1'21

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	16'41	22	1'34
	17'99	34	1'89
	16'65	25	1'50
	13'98	16	1'14
	14'44	18	1'25
	20'03	40	2'00
	18'31	37	2'02
	16'24	23	1'42
	18'95	39	2'06
	16'70	28	1'68
	14'84	24	1'62
	21'28	47	2'21
	19'49	36	1'85
	21'81	43	1'97
	16'84	24	1'43
	14'95	19	1'27
<b>Septiembre</b>	13'87	13	0'94
	12'29	12	0'98
	14'68	18	1'23
	14'80	18	1'22
	14'34	16	1'12
	13'47	14	1'04
	14'05	13	0'93
	14'66	20	1'36
	14'38	16	1'11
	11'50	6	0'52
	13'48	14	1'04
	11'29	7	0'62
	9'57	4	0'42
	9'45	4	0'42
	12'85	11	0'86
	10'31	6	0'58
	11'94	9	0'75
	8'88	8	0'90

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	31'81	161	5'06
	27'56	99	3'59
	30'03	131	4'36
	28'40	65	2'29
	27'25	103	3'78
	28'33	71	2'51
	26'96	42	1'56
	25'38	48	1'89
	23'47	70	2'98
	21'71	80	3'68
	25'16	64	2'54
	20'47	39	1'91
	19'46	37	1'90
	21'70	53	2'44
	19'17	32	1'67
	19'70	50	2'54
<b>Octubre</b>	19'09	33	1'73
	20'45	42	2'05
	20'06	33	1'65
	20'23	37	1'83
	20'19	45	2'23
	21'49	56	2'61
	20'44	38	1'86
	19'66	37	1'88
	20'30	45	2'22
	19'86	42	2'11
	19'88	63	3'17
	17'99	31	1'72
	19'35	37	1'91
	20'58	48	2'33
	18'29	38	2'08
	18'82	36	1'91
	18'45	32	1'73
	19'77	39	1'97

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	17'86	30	1'68
	17'89	29	1'62
	19'05	28	1'47
	18'09	33	1'82
	19'31	34	1'76
	19'40	38	1'96
	19'80	40	2'02
	18'81	34	1'81
	21'31	41	1'92
	19'21	28	1'46
	19'50	35	1'79
	18'13	33	1'82
	17'74	31	1'75
	18'87	36	1'91
	17'79	37	2'08
	19'20	36	1'88
<b>Octubre</b>	18'47	38	2'06
	17'44	27	1'55
	15'55	20	1'29
	16'05	27	1'68
	14'52	14	0'96
	16'58	31	1'87
	15'29	19	1'24
	15'28	16	1'05
	15'99	24	1'50
	14'13	12	0'85
	13'95	12	0'86
	13'93	16	1'15
	15'43	18	1'17
	19'79	44	2'22
	16'30	21	1'29
	16'89	21	1'24
	15'59	17	1'09
	15'72	20	1'27

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	16'35	20	1'22
	15'99	19	1'19
	16'40	20	1'22
	17'43	29	1'66
	16'12	20	1'24
	14'35	16	1'11
	15'91	21	1'32
	16'46	23	1'40
	16'52	27	1'63
	16'81	29	1'73
	16'46	20	1'22
	15'69	22	1'40
	13'17	9	0'68
	13'47	11	0'82
	12'92	12	0'93
	15'57	18	1'16
<b>Octubre</b>	14'36	13	0'91
	14'25	15	1'05
	12'20	8	0'66
	11'94	12	1'01
	13'09	10	0'76
	15'94	19	1'19
	13'24	11	0'83
	13'91	12	0'86
	13'98	15	1'07
	14'08	21	1'49
	14'60	17	1'16
	13'45	33	2'45
	13'92	12	0'86
	12'53	1	0'08
	13'57	15	1'11
	13'53	12	0'89
12'57	11	0'88	
	12'40	5	0'40

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Octubre</b>	12'83	5	0'39
	11'63	7	0'60
	11'10	6	0'54
	10'88	10	0'92
	11'96	8	0'67
	10'40	5	0'48
	10'66	5	0'47
	10'15	7	0'69
	10'79	10	0'93
	10'93	11	1'01
8'15	1	0'12	
<b>Diciembre</b>	20'53	44	2'14
	17'44	30	1'72
	16'65	24	1'44
	19'40	36	1'86
	19'37	35	1'81
	15'57	18	1'16
	14'71	13	0'88
	17'66	26	1'47
	19'33	33	1'71
	19'01	36	1'89
	18'61	30	1'61
	19'11	42	2'20
	18'13	33	1'82
	18'22	31	1'70
	18'66	32	1'71
	15'97	18	1'13
	17'63	25	1'42
	18'57	33	1'78
	21'03	44	2'09
	18'28	31	1'70
19'70	34	1'73	
26'52	83	3'13	
22'99	78	3'39	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	30'65	78	2'54
	29'44	119	4'04
	29'00	55	1'90
	21'36	56	2'62
	20'16	49	2'43
	27'46	96	3'50
	29'60	130	4'39
	30'20	137	4'54
	26'63	82	3'08
	28'22	113	4'00
	19'45	41	2'11
	18'40	32	1'74
	32'98	167	5'06
	19'63	32	1'63
	18'06	29	1'61
	19'07	35	1'84
<b>Diciembre</b>	17'30	24	1'39
	20'29	44	2'17
	18'20	29	1'59
	20'89	49	2'35
	13'27	10	0'75
	17'58	22	1'25
	19'15	35	1'83
	17'85	26	1'46
	19'91	35	1'76
	18'31	29	1'58
	19'05	26	1'36
	18'65	30	1'61
	19'04	34	1'79
	18'84	40	2'12
	19'58	33	1'69
	19'54	37	1'89
	18'60	36	1'94
	18'61	29	1'56

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	18'59	37	1'99
	14'36	40	2'79
	19'81	30	1'51
	16'49	19	1'15
	12'82	9	0'70
	16'16	19	1'18
	19'08	33	1'73
	14'44	13	0'90
	13'34	9	0'67
	14'88	18	1'21
	15'89	22	1'38
	14'25	14	0'98
	10'04	10	1'00
	8'33	2	0'24
	13'90	13	0'94
	15'74	21	1'33
<b>Diciembre</b>	14'69	16	1'09
	14'31	12	0'84
	13'16	7	0'53
	15'22	22	1'45
	11'25	15	1'33
	11'23	1	0'09
	28'70	56	1'95
	15'29	21	1'37
	10'58	7	0'66
	11'09	7	0'63
	9'83	5	0'51
	14'45	12	0'83
	8'50	3	0'35
	12'41	10	0'81
	12'02	10	0'83
	12'33	8	0'65
	11'44	5	0'44
	15'07	16	1'06

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>La Bohega</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Diciembre</b>	10'33	4	0'39
	13'52	12	0'89
	11'53	8	0'69
	13'91	13	0'93
	13'08	10	0'76
	10'67	5	0'47
	10'96	6	0'55
	9'38	3	0'32
	9'53	4	0'42
<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Enero</b>	38'21	355	9'29
	36'24	239	6'59
	32'33	221	6'84
	31'50	203	6'44
	32'38	213	6'58
	30'87	246	7'97
	32'23	239	7'42
	36'74	293	7'97
	25'66	106	4'13
	26'73	112	4'19
	12'10	6	0'50
<b>Febrero</b>	20'50	51	2'49
	20'50	81	3'95
	19'44	43	2'21
	18'22	35	1'92
	14'89	23	1'54
	18'12	37	2'04
	21'91	60	2'74
	12'72	11	0'86
	12'13	4	0'33
	17'87	43	2'41
	14'29	20	1'40
18'50	38	2'05	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	20'99	57	2'72
	18'92	30	1'59
	12'18	9	0'74
	17'67	30	1'70
	13'78	14	1'02
	12'35	11	0'89
	21'38	64	2'99
	14'15	16	1'13
	18'99	34	1'79
	13'83	18	1'30
	11'33	8	0'71
	16'55	31	1'87
	20'54	46	2'24
	19'29	51	2'64
	20'31	54	2'66
	12'39	10	0'81
<b>Febrero</b>	20'74	52	2'51
	20'45	63	3'08
	15'08	20	1'33
	17'84	40	2'24
	12'51	13	1'04
	19'91	49	2'46
	18'89	31	1'64
	19'51	45	2'31
	13'57	13	0'96
	12'30	11	0'89
	18'11	33	1'82
	14'95	18	1'20
	20'01	52	2'60
	21'83	70	3'21
	20'37	42	2'06
	15'55	23	1'48
	18'20	37	2'03
	16'90	25	1'48

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	14'43	21	1'46
	11'58	10	0'86
	19'63	54	2'75
	13'06	14	1'07
	17'55	34	1'94
	19'39	48	2'48
	13'79	20	1'45
	14'76	18	1'22
	14'80	17	1'15
	19'78	47	2'38
	14'02	18	1'28
	20'22	61	3'02
	22'78	79	3'47
	21'66	62	2'86
	19'21	48	2'50
	20'37	50	2'45
<b>Febrero</b>	14'62	16	1'09
	14'02	15	1'07
	12'65	12	0'95
	13'76	16	1'16
	18'65	45	2'41
	19'88	49	2'46
	20'39	69	3'38
	18'70	43	2'30
	17'27	33	1'91
	10'71	5	0'47
	13'91	14	1'01
	20'14	52	2'58
	15'23	19	1'25
	19'56	51	2'61
	10'73	6	0'56
	12'73	10	0'79
	13'87	15	1'08
	19'63	42	2'14

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Febrero</b>	19'57	57	2'91
	14'54	16	1'10
	13'29	14	1'05
	21'18	57	2'69
	17'85	30	1'68
	18'64	39	2'09
	23'99	83	3'46
	13'76	20	1'45
	13'82	14	1'01
	12'98	11	0'85
	14'87	23	1'55
	19'63	57	2'90
	21'09	61	2'89
	12'60	11	0'87
	13'03	11	0'84
	14'23	15	1'05
	11'97	8	0'67
	10'45	9	0'86
	18'23	47	2'58
19'76	44	2'23	
<b>Marzo</b>	30'70	253	8'24
	32'02	278	8'68
	30'83	243	7'88
	22'46	50	2'23
	24'51	64	2'61
	22'84	65	2'85
	29'99	198	6'60
	31'06	152	4'89
	20'58	60	2'92
	27'77	129	4'65
	30'04	158	5'26
	18'32	38	2'07
	16'62	27	1'62

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	14'61	18	1'23
	10'97	7	0'64
	19'94	59	2'96
	15'66	18	1'15
	27'96	137	4'90
	29'99	186	6'20
	25'35	60	2'37
	27'07	112	4'14
	28'37	147	5'18
	17'41	27	1'55
	16'20	23	1'42
	18'72	41	2'19
	29'42	114	3'87
	28'89	133	4'60
	29'62	132	4'46
	27'08	121	4'47
<b>Marzo</b>	32'05	287	8'95
	18'92	34	1'80
	17'93	30	1'67
	15'76	19	1'21
	18'46	26	1'41
	14'02	13	0'93
	27'41	138	5'03
	29'69	187	6'30
	16'85	28	1'66
	20'34	50	2'46
	24'16	97	4'01
	19'25	40	2'08
	18'14	32	1'76
	18'58	41	2'21
	19'46	44	2'26
	22'31	76	3'41
	15'40	20	1'30
	25'95	100	3'85

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	31'05	228	7'34
	19'86	44	2'22
	27'13	95	3'50
	29'79	179	6'01
	23'95	101	4'22
	19'08	40	2'10
	17'17	28	1'63
	13'68	16	1'17
	13'42	11	0'82
	14'56	18	1'24
	19'15	49	2'56
	25'59	122	4'77
	31'09	158	5'08
	28'28	97	3'43
	23'24	71	3'06
	15'90	18	1'13
<b>Marzo</b>	20'03	61	3'05
	24'41	47	1'93
	24'35	92	3'78
	27'90	124	4'44
	26'81	142	5'30
	28'75	157	5'46
	28'60	142	4'97
	27'89	150	5'38
	28'64	143	4'99
	34'94	360	10'30
	27'57	130	4'72
	30'64	229	7'47
	26'19	86	3'28
	29'57	181	6'12
	28'14	146	5'19
	28'42	178	6'26
	30'12	162	5'38
	24'73	40	1'62

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Marzo</b>	27'40	118	4'31
	24'34	100	4'11
	22'56	67	2'97
	16'97	28	1'65
	16'08	24	1'49
	19'51	47	2'41
	16'30	10	0'61
	15'15	21	1'39
	15'28	21	1'37
	12'36	8	0'65
	11'69	11	0'94
	10'54	7	0'66
	7'61	1	0'13
	9'32	1	0'11
	7'08	1	0'14
	6'54	1	0'15
	7'80	1	0'13
	6'54	1	0'15
<b>Abril</b>	31'02	13	0'42
	24'45	12	0'49
	29'26	23	0'79
	26'40	10	0'38
	28'70	8	0'28
	32'15	9	0'28
	26'45	13	0'49
	24'40	10	0'41
	27'11	25	0'92
	26'32	8	0'30
	26'31	35	1'33
	25'77	13	0'50
	26'44	28	1'06
	27'58	20	0'73
	26'69	16	0'60
26'67	10	0'37	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	24'14	8	0'33
	24'85	4	0'16
	26'63	53	1'99
	27'16	31	1'14
	24'28	34	1'40
	25'80	26	1'01
	24'46	9	0'37
	26'14	20	0'77
	26'25	15	0'57
	26'31	31	1'18
	25'77	11	0'43
	25'96	12	0'46
	24'32	8	0'33
	24'50	12	0'49
	25'04	5	0'20
	21'15	24	1'13
<b>Abril</b>	24'68	10	0'41
	24'30	14	0'58
	18'83	14	0'74
	21'35	13	0'61
	24'76	51	2'06
	23'49	63	2'68
	18'06	50	2'77
	20'77	67	3'23
	20'25	48	2'37
	20'04	43	2'15
	19'77	31	1'57
	19'54	42	2'15
	19'80	41	2'07
	23'11	65	2'81
	16'23	18	1'11
	17'77	35	1'97
	13'19	10	0'76
	20'76	87	4'19

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Abril</b>	16'53	22	1'33
	20'65	68	3'29
	8'64	3	0'35
	16'23	22	1'36
	14'31	18	1'26
	20'50	60	2'93
	18'91	43	2'27
	20'98	58	2'76
	14'28	21	1'47
	22'98	74	3'22
	23'64	65	2'75
	21'58	70	3'24
	9'22	5	0'54
	11'02	7	0'64
	18'58	44	2'37
	16'06	18	1'12
	21'16	53	2'50
	20'25	51	2'52
	17'36	33	1'90
	20'24	46	2'27
	13'23	13	0'98
	11'89	9	0'76
	17'17	26	1'51
	17'96	34	1'89
	16'96	28	1'65
	19'37	47	2'43
	18'15	33	1'82
	19'87	41	2'06
	19'59	44	2'25
	17'64	39	2'21
	23'80	81	3'40
	17'79	39	2'19
17'19	32	1'86	
19'74	46	2'33	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Abril</b>	20'10	51	2'54
	21'33	64	3'00
	21'63	77	3'56
	19'52	43	2'20
	17'81	35	1'97
	16'77	30	1'79
	18'16	37	2'04
	20'96	55	2'62
	17'79	42	2'36
	13'35	14	1'05
	16'91	25	1'48
	14'12	15	1'06
	17'98	38	2'11
	13'68	14	1'02
	14'02	10	0'71
	11'91	8	0'67
<b>Junio</b>	13'68	13	0'95
	13'88	12	0'86
	14'14	23	1'63
	13'22	10	0'76
	9'63	8	0'83
	10'00	9	0'90
	14'44	13	0'90
	13'50	10	0'74
	13'61	25	1'84
	12'70	8	0'63
	15'26	35	2'29
	11'77	13	1'10
	15'06	28	1'86
	13'33	20	1'50
	12'15	16	1'32
	11'15	10	0'90
12'02	8	0'67	
9'31	4	0'43	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Junio</b>	18'50	53	2'86
	15'04	31	2'06
	15'59	34	2'18
	15'03	26	1'73
	12'51	9	0'72
	13'02	20	1'54
	11'49	15	1'31
	13'81	31	2'24
	13'96	11	0'79
	11'57	12	1'04
	9'05	8	0'88
	10'30	12	1'17
	9'86	5	0'51
	14'32	24	1'68
	12'92	10	0'77
	11'61	14	1'21
	13'57	14	1'03
	12'21	13	1'06
	18'73	51	2'72
	19'61	63	3'21
	18'22	50	2'74
	19'32	67	3'47
	18'62	57	3'06
	21'24	82	3'86
	18'43	40	2'17
	20'94	64	3'06
	25'79	115	4'46
	36'11	364	10'08
	35'65	287	8'05
	33'40	316	9'46
	36'39	262	7'20
	33'04	263	7'96
31'61	241	7'62	
33'31	304	9'13	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Junio</b>	28'95	139	4'80
	31'23	222	7'11
	31'24	247	7'91
	37'05	328	8'85
	30'89	233	7'54
	35'56	341	9'59
	33'16	340	10'25
	36'60	345	9'43
	26'57	151	5'68
<b>Julio</b>	32'05	296	9'24
	31'83	252	7'92
	13'52	21	1'55
	24'68	136	5'51
	23'21	124	5'34
	14'01	22	1'57
	20'19	72	3'57
	27'29	175	6'41
	23'50	112	4'77
	23'59	105	4'45
	25'50	134	5'25
	29'99	213	7'10
	17'49	44	2'52
	22'92	106	4'62
	21'15	85	4'02
	23'01	104	4'52
	23'01	113	4'91
	26'38	131	4'97
	24'42	137	5'61
	19'95	68	3'41
21'57	92	4'27	
24'07	120	4'99	
19'25	57	2'96	
14'22	19	1'34	
24'15	120	4'97	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Julio</b>	29'19	224	7'67
	20'02	69	3'45
	21'03	75	3'57
	15'68	31	1'98
	19'40	61	3'14
	14'68	23	1'57
	17'17	37	2'15
	16'64	39	2'34
	13'79	20	1'45
	22'67	98	4'32
	17'10	37	2'16
	24'44	134	5'48
	19'62	60	3'06
	19'34	56	2'90
	20'18	67	3'32
	21'37	86	4'02
	28'51	189	6'63
	18'59	51	2'74
	17'23	40	2'32
	16'64	37	2'22
	15'36	31	2'02
	18'45	51	2'76
	24'98	173	6'93
	22'78	104	4'57
	20'51	77	3'75
	21'98	99	4'50
	25'37	132	5'20
	20'06	76	3'79
	14'77	24	1'62
	13'68	20	1'46
	8'46	3	0'35
	7'98	4	0'50
10'10	7	0'69	
19'87	63	3'17	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	7'48	1	0'13
	19'12	59	3'09
	18'21	36	1'98
	21'44	89	4'15
	25'96	152	5'86
	20'74	80	3'86
	17'76	41	2'31
	19'63	51	2'60
	22'41	105	4'69
	16'71	39	2'33
	19'83	74	3'73
	22'59	115	5'09
	23'78	122	5'13
	13'27	16	1'21
	15'40	26	1'69
	17'83	47	2'64
<b>Julio</b>	14'46	23	1'59
	22'66	107	4'72
	24'35	131	5'38
	22'45	103	4'59
	20'25	60	2'96
	14'85	23	1'55
	19'59	67	3'42
	21'21	81	3'82
	25'80	182	7'05
	20'13	71	3'53
	19'24	57	2'96
	14'36	22	1'53
	19'29	64	3'32
	21'41	84	3'92
	15'27	27	1'77
	13'80	18	1'30
	14'75	26	1'76
	13'52	19	1'41

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Julio</b>	15'22	25	1'64
	13'31	7	0'53
	7'81	3	0'38
	6'79	1	0'15
	6'79	2	0'29
	8'77	2	0'23
	8'14	3	0'37
	<b>Agosto</b>	32'19	268
33'85		366	10'81
36'00		366	10'17
33'36		356	10'67
36'22		404	11'15
39'44		590	14'96
36'44		449	12'32
34'04		322	9'46
35'38		359	10'15
35'17		397	11'29
38'02		430	11'31
32'46		293	9'03
35'99		368	10'23
32'08		208	6'48
34'85		354	10'16
33'83		316	9'34
36'80		323	8'78
31'12		229	7'36
32'02		256	8'00
31'09		290	9'33
33'47		297	8'87
32'25		257	7'97
32'38	325	10'04	
31'43	246	7'83	
32'55	275	8'45	
27'59	206	7'47	
34'90	358	10'26	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	33'15	378	11'40
	32'93	260	7'90
	34'15	396	11'60
	30'69	188	6'13
	29'23	200	6'84
	31'94	274	8'58
	29'17	216	7'40
	25'65	154	6'00
	23'11	115	4'98
	25'91	160	6'18
	25'56	110	4'30
	24'55	160	6'52
	23'76	111	4'67
	24'86	142	5'71
	21'36	80	3'75
	20'65	76	3'68
<b>Agosto</b>	21'58	119	5'51
	23'91	128	5'35
	20'54	79	3'85
	20'83	86	4'13
	19'06	52	2'73
	20'20	88	4'36
	19'64	72	3'67
	22'80	85	3'73
	19'17	53	2'76
	18'58	56	3'01
	18'71	50	2'67
	17'23	54	3'13
	18'92	52	2'75
	14'12	20	1'42
	20'02	59	2'95
	17'92	52	2'90
	14'90	26	1'74
	14'91	24	1'61

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
	37'62	463	12'31
	33'00	366	11'09
	27'94	217	7'77
	32'33	372	11'51
	31'42	324	10'31
	32'42	352	10'86
	32'83	213	6'49
	33'04	355	10'74
	28'81	258	8'96
	30'80	266	8'64
	27'56	206	7'47
	26'40	140	5'30
	30'28	278	9'18
	26'68	136	5'10
	30'30	69	2'28
	27'12	133	4'90
<b>Octubre</b>	28'50	172	6'04
	21'84	82	3'75
	18'50	50	2'70
	19'74	60	3'04
	13'41	16	1'19
	13'84	17	1'23
	13'88	11	0'79
	13'02	14	1'08
	14'16	18	1'27
	12'00	11	0'92
	12'71	10	0'79
	13'36	14	1'05
	12'74	11	0'86
	10'99	8	0'73
	14'63	22	1'50
	12'63	13	1'03
	10'53	6	0'57
	11'86	14	1'18

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

<b>Tamuxe</b>			
<b>Mes de muestreo</b>	<b>Longitud (mm)</b>	<b>Peso Seco (mg)</b>	<b>Índice de Condición</b>
<b>Octubre</b>	11'74	9	0'77
	11'65	10	0'86
	10'31	8	0'78
	11'13	10	0'90
	11'82	9	0'76
<b>Diciembre</b>	30'38	201	6'62
	34'26	269	7'85
	30'49	337	11'05
	31'43	217	6'90
	34'73	304	8'75
	33'61	242	7'20
	31'98	241	7'54
	33'93	273	8'05
	34'12	255	7'47
	31'48	239	7'59
	31'03	200	6'45
	29'29	138	4'71
	30'45	206	6'77
	33'17	259	7'81
	29'90	171	5'72
	30'39	168	5'53
	30'95	224	7'24
	28'95	190	6'56
	29'07	152	5'23
	31'82	199	6'25
	33'07	239	7'23
	33'35	337	10'10
	31'14	217	6'97
30'74	233	7'58	
29'91	190	6'35	
33'02	239	7'24	
31'86	259	8'13	
26'74	224	8'38	
32'10	230	7'17	

**ANEXO III (CONT.):** Valores mensuales de los índices de condición de los ejemplares de *C. fluminea* en cada una de las estaciones de muestreo.

Tamuxe			
Mes de muestreo	Longitud (mm)	Peso Seco (mg)	Índice de Condición
	31'60	219	6'93
	30'62	188	6'14
	32'79	246	7'50
	29'80	177	5'94
	35'27	292	8'28
	34'29	220	6'42
	30'56	177	5'79
	31'67	149	4'70
	28'68	149	5'20
	33'19	237	7'14
	32'93	149	4'52
	31'56	213	6'75
	31'71	213	6'72
<b>Diciembre</b>	32'84	225	6'85
	29'43	183	6'22
	26'05	125	4'80
	26'00	62	2'38
	22'17	67	3'02
	22'70	58	2'56
	20'48	51	2'49
	14'38	15	1'04
	12'94	10	0'77
	14'45	13	0'90
	11'42	10	0'88
	12'00	6	0'50
	10'22	4	0'39
	10'19	6	0'59