

## 1. PROTOCOLO DE AMOSTRAGEM DE ENGUIAS AMARELAS E PRATEADAS EM RIOS

O seguinte protocolo descreve as diretrizes necessárias à realização de amostragens para estimar a densidade de enguias amarelas e prateadas em cada bacia-piloto, recorrendo a pesca elétrica. Além de apresentar os critérios para determinar os locais de amostragem e os procedimentos para realizar a captura de peixes, este protocolo define os métodos a utilizar para a recolha de dados biométricos de enguias, de dados sobre outras espécies de peixes e de dados de variáveis ambientais.

As enguias amarelas e prateadas devem ser transportadas para o laboratório de modo a implementar outros protocolos. O *Protocolo para preparação de otólitos e determinação da idade*, deve ser implementado para cumprir um dos objetivos do SUDOANG (**obrigatório**), enquanto que o *Protocolo para Avaliação da Infecção por Anquillicola crassus e o Índice Degenerativo da Bexiga Natatória (SDI)* e o *Protocolo de Amostragem de Gónadas para Avaliação do Rácio Sexual*, são **facultativos**.

### 1.1. Época de amostragem

A amostragem para calcular a densidade de enguias amarelas e prateadas deve ser realizada no **final do verão /início do outono**, de modo a garantir a captura de enguias prateadas. Assim, prevê-se que, dependendo da localização (latitude) da bacia hidrográfica, as amostragens sejam realizadas quando as enguias se encontrem já no estado de enguia prateada, **MAS** antes da sua fuga, que normalmente ocorre no outono/inverno.

### 1.2. Seleção dos locais de amostragem

A pesca elétrica será realizada em cada bacia-piloto, apenas em água doce, quer no curso principal do rio quer nos seus afluentes (até afluentes de ordem 3). O **troço a amostrar deve ser representativo do segmento do rio**, cobrindo a diversidade física existente e contendo pelo menos um rápido, caso exista um no segmento. Para uma melhor compreensão, apresentamos uma representação esquemática, assim como as definições dos termos que são usados.

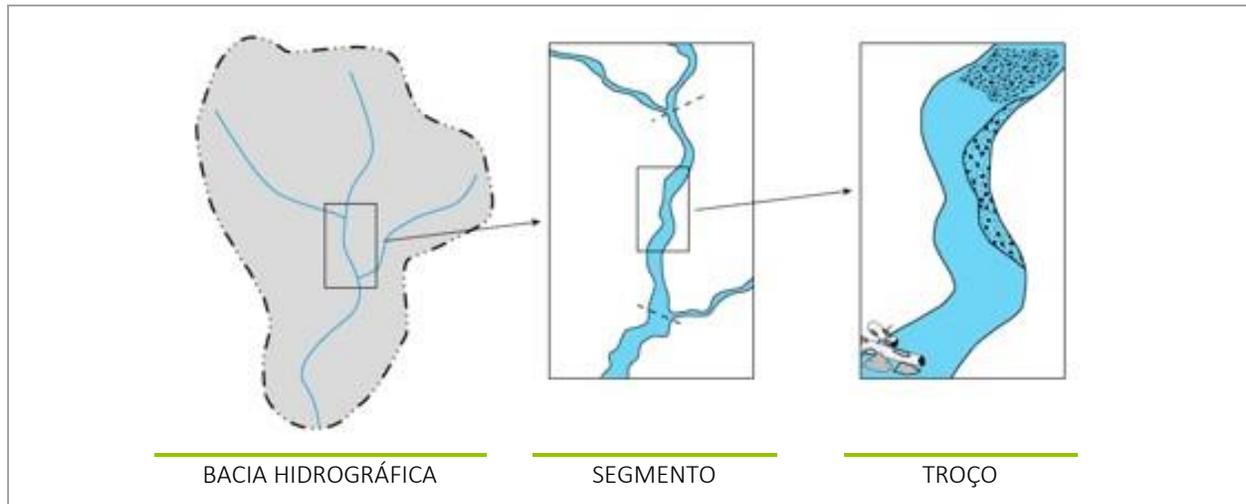


Figura 1. Representação esquemática dos termos usados no protocolo.

**BACIA HIDROGRÁFICA:** Superfície de escoamento de um rio e seus afluentes.

**SEGMENTO:** secção de um curso de água, dentro da bacia hidrográfica, cujas características bióticas e propriedades físicas são semelhantes (*e.g.* declive e caudal semelhantes).

**TROÇO:** Uma secção de um curso de água dentro do segmento, de onde devem recolher-se os dados biológicos.

Os troços a amostrar devem ser **fotografados** e **georreferenciados** com recurso a GPS, de modo a poderem ser reconhecidos.

Apresenta-se de seguida, um critério que pode ser usado para **definir o número e a localização** dos locais de amostragem que são representativos do segmento do rio. Para tal, devem seguir-se os passos seguintes:

### 1. Dividir a bacia hidrográfica em segmentos hidrológicos

- Para determinar os segmentos, serão usadas mudanças de declive, de caudal (confluências dos afluentes) e/ou perturbações (reservatórios);
- No caso do tipo de declive se repetir, deve seleccionar-se o segmento mais comprido ou o que melhor representa o declive do curso de água a jusante;
- Se o declive do curso de água for suave, então devem usar-se alterações no caudal (confluências dos afluentes) para designar os segmentos;
- Quando o declive é suave e não existem afluentes, os segmentos devem ser posicionados a iguais distâncias entre si;
- Os segmentos não devem ser colocados em reservatórios.

### 2. Medir cada segmento hidrológico

- Os segmentos com >10 km de comprimento podem ser divididos, de acordo com a inclinação, em mínimo, médio e máximo.
  - A inclinação indica o declive do curso de água, que por sua vez, influencia o transporte dos sedimentos e as características de caudal.
  - A inclinação é definida como a diferença entre a elevação a montante ( $Elv_{Mont}$ ) e a elevação a jusante ( $Elv_{Jus}$ ), dividida pelo comprimento desse segmento ( $Comp_{Seg}$ ):

$$\frac{(Elv_{Mont} - Elv_{Jus})}{Comp_{Seg}}$$

### 3. Posicionar os troços de amostragem dentro de um segmento

- Um troço deve ser posicionado no centro de um segmento com idêntico declive e caudal e ser representativo desse segmento.

- Se o **comprimento do segmento for inferior a 60 km**, o número de troços a amostrar deve ser o indicado na tabela seguinte:

Comprimento	Número de troços
30-60 km	3
11-29 km (< 30)	2
1-9 km (< 10)	0 - 1

- Se o **comprimento do segmento for igual ou superior a 60 km** colocar um troço a cada 20 km, conforme indicado na tabela seguinte:

Comprimento	Número de troços
60 km	3
80 km	4
100 km	5

### 1.3. Comprimento do troço de amostragem

A escala espacial é um aspeto crítico em qualquer protocolo de amostragem. Independentemente do local onde a amostragem é realizada, a grande maioria das espécies que possam estar presentes na área de ação do campo elétrico, devem ser capturadas dentro deste troço do curso de água. Para padronizar o protocolo de pesca deve-se definir o comprimento do troço onde são recolhidas as amostras. Os seguintes comprimentos devem ser adotados:

Tipo de curso de água	Comprimento do troço	Mínimo	Máximo
Curso de água vadeável	20 vezes o comprimento do leito molhado	100 m	300 m
Curso de água não vadeável	10 vezes o comprimento do leito molhado	300 m	500 m

### 1.4. Métodos de amostragem

A amostragem de peixes será realizada com recurso a pesca elétrica. A condutividade do local determinará a voltagem inicial a selecionar. Recomenda-se a seleção das seguintes voltagens como valores máximos, em função da condutividade da água: **400 V** para **condutividade elevada** (> 300  $\mu\text{S/cm}$ ); **800 V** para **condutividade média** (100 - 300  $\mu\text{S/cm}$ ); **1000 V** para **condutividade baixa** (< 100  $\mu\text{S/cm}$ ).

- É desejável que a equipa seja composta por pelo menos quatro (4) pessoas. Um (1) operador deverá transportar o ânodo e três (3) elementos deverão transportar camaroeiros auxiliares para captura dos peixes que estejam atordoados ou a tentar fugir, e colocá-los dentro do balde. Os peixes devem ser removidos, quanto antes, do campo elétrico.

- É recomendável usar **Corrente Contínua** (DC) porque é menos prejudicial para os peixes, mortalidade e lesões nos peixes devem ser reduzidas ao mínimo (a voltagem e a intensidade devem ser registadas).
- Durante o processo de **amostragem**, esta deve ser realizada deixando o **ânodo 30 s** dentro de água e soltando o botão, logo de seguida, **OU**, em áreas de grande densidade, deixar o ânodo na água até os peixes serem atraídos. Em qualquer dos casos, deve fazer-se sempre um movimento circular com o ânodo (~1m diâmetro). O tamanho da malhagem da rede do ânodo deve ser suficientemente pequena (1-2 mm x 1-2 mm), de modo a reter as enguias de todas as dimensões.
- Por cada troço de amostragem, devem efetuar-se **pelo menos 2 passagens** com um intervalo de **30 min entre cada passagem**. **SE** na **2ª passagem** são capturados mais indivíduos do que na 1ª, deve efetuar-se **uma 3ª passagem**, novamente com um intervalo de 30 min. A quantidade de enguias capturadas, em cada passagem, deve ser registada separadamente.
- **Após cada passagem**, toda a amostra de enguias deve ser **medida** e **pesada**, tão rápido quanto possível. As capturas acessórias (*Bycatch*) devem ser identificadas e o número de indivíduos registado. Todos os exemplares capturados nas sucessivas passagens devem ser mantidos num recipiente colocado no rio (equipado com uma tampa e pequenas aberturas que permitam a renovação da água, mas impeçam a fuga dos peixes mais pequenos) até que se termine a amostragem e, só devem ser devolvidos à água no final de realizado todo o registo biométrico.
- Independentemente da profundidade do troço (ver abaixo) a pesca deve **ser SEMPRE realizada** de jusante para montante. No entanto, os procedimentos deverão ser diferentes de acordo com a profundidade do rio:

#### Em rios de baixa profundidade (< 0,8 m profundidade)

- Em **rios estreitos** (largura < 15 m), a pesca deve ser efetuada ao longo da largura do rio, incluindo ambas as margens e o centro do rio. No entanto, em **rios largos** (largura ≥ 15 m), o operador deve caminhar lentamente para montante, ao longo do curso de água, descrevendo um **zig-zag** entre as duas margens, de modo a cobrir todos os habitats existentes e remover os peixes que aí estão abrigados.

#### Em rios profundos (≥ 0,8 m profundidade)

- A pesca elétrica deve ser realizada APENAS nas margens do rio, uma vez que a eficácia da mesma se torna bastante reduzida quando efetuada em águas profundas, especialmente no caso de a espécie alvo ser benthica, como acontece com a enguia.
- A pesca elétrica realizada vadeando o rio, é limitada pela profundidade a partir da qual deixa de ser seguro percorrer o rio a pé. Não é aconselhável colocar o ânodo a uma profundidade em que este deixe de ser visível.

## 1.5. Dados ambientais a recolher no campo

Durante a amostragem, devem ser medidos e registados os seguintes parâmetros, **sempre que surjam mudanças no habitat**:

- Profundidade (m);
- Velocidade da corrente (m/s);
- Temperatura da água (°C);
- Condutividade ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ );
- Oxigénio dissolvido (mg/L OU %);
- Tipo de **substrato** e de **vegetação nas margens** e **cobertura do leito do rio** devem ser registados (formatos e classes indicados na base de dados, no final do protocolo);
- A **área** de amostragem ( $\text{m}^2$ ), e o **tempo de amostragem** (min) devem ser igualmente registados.

## 1.6. Dados biológicos a recolher no campo, por cada passagem

Os dados seguintes devem ser registados no campo, para cada enguia:

- Comprimento total (mm);
- Peso total (0,01 g);
- Identificação da fase da enguia (amarela ou prateada) através de:

### 1. Inspeção visual:

- presença de uma linha lateral conspícua;
- cor do corpo e contraste entre a parte dorsal e a parte ventral.



### 2. Para todas as enguias com comprimento maior do que 300/350 mm, deve medir:

- Comprimento da barbatana peitoral;
- Diâmetros vertical e horizontal do olho (sempre do olho esquerdo, salvo se estiver deformado ou ausente. Nesse caso, isso deve ser anotado no campo das observações);

O limite de 300/350 mm deve ser ajustado de acordo com a latitude. Este limite corresponde ao tamanho mínimo de prateação de enguias na região sul da área de distribuição.

- Para confirmar o estado da enguia prateada, deve-se usar a classificação de Durif *et al.* (2009). O código, em linguagem de programação R (*Rscript*), a utilizar para calcular/identificar em que estado de desenvolvimento se encontra a enguia prateada, encontra-se no final do protocolo.



- As capturas acessórias devem igualmente ser identificadas e contadas (Espécies de peixes e *Procambarus clarkii*) em cada passagem.

## 1.7. Amostras para análise em laboratório

### Protocolo obrigatório

Para cumprir os objetivos do projeto SUDOANG, devem ser capturadas **20 enguias prateadas e 60 enguias amarelas/bacia piloto/ano** e posteriormente analisadas em laboratório para determinar a idade (Protocolo para preparação de Otólitos e determinação da idade) A amostra de enguias amarelas deve ser **estratificada** para abranger todos os tamanhos e, portanto, aumentar a diversidade das idades. As enguias amarelas devem ser capturadas nos troços inferior, intermédio e superior da bacia hidrográfica (20 enguias em cada área=60 enguias) de modo a serem representativas dos tamanhos existentes em cada área.

### Protocolos facultativos

**CASO sejam implementados outros protocolos** [Protocolo para Avaliar a Infecção por *Anguillicola crassus* e o Índice Degenerativo da Bexiga Natatória (SDI)] assim como o Protocolo de Amostragem de Gónadas para Avaliação do Rácio Sexual, **as enguias devem ser analisadas o mais rapidamente possível (preferivelmente frescas).**

Por forma a reduzir o sacrifício animal, as enguias capturadas para determinação da idade devem ser as mesmas usadas para análise da infecção por *Anguillicola crassus*, enquanto que somente as enguias que não tenham uma aparência típica de macho ou fêmea, devem ser usadas para avaliação da proporção dos sexos (análise molecular e histológica).

**A identificação de cada enguia trazida para o laboratório e o local de amostragem devem ser registados e mantidos constantes para todas as análises.**

## 1.8. Equipamento de campo

- Aparelho de pesca elétrica (até 1000 V);
- Ânodo e cátodo
- Luvas de borracha;
- Botas altas de borracha (*Waders*);
- Camaroeiros auxiliares (3x)

- Recipientes (*e. g.* baldes) para colocar o peixe capturado;
- Régua e escala (Ictiómetro);
- Balança de precisão;
- Sonda multiparamétrica;
- Correntómetro;
- GPS e máquina fotográfica;
- Craveira digital.

### 1.9. Rscript para identificar o estado de desenvolvimento das enguias prateadas baseado em Durif et al. (2009)

O projeto [stacomir](#) é um pacote de acesso livre (base de dados Postgres, JAVA R) para tratamento da informação de monitorização da migração. Um dos métodos de classe desenvolvido neste pacote permite calcular o estado de desenvolvimento das enguias prateadas, de Durif.

Esta classe contém uma base de dados com coeficiente Durif, e como tal poderá usar alguma das funções internas do pacote para calcular o estágio. Para usar a função `fun_stage_durif` deverá criar uma base de dados com colunas

Comprimento do corpo **BL** (mm);

Peso **W** (g)

Diâmetro vertical do olho **Dv** (mm)

Diâmetro horizontal do olho **Dh** (mm)

Comprimento da barbatana peitoral **FL** (mm)

```
requer(stacomir)

# Carregar os coeficientes contidos em Durif
dados("coef_durif")

#####
# Para usar a função fun_stage_durif manualmente
# criar uma matriz com as colunas BL, "W", "Dv", "Dh", "FL"
#####
# aqui extraídas a partir dos dados disponíveis
silver_eel<-as.matrix(r_silver@calcdatas[[1]][,c("BL", "W", "Dv", "Dh", "FL")])
head(silver_eel) # para ver as primeiras linhas
#>      BL  W  Dv  Dh  FL
#> 25710 830 1074  8.14  8.70 39.79
#> 25711 714  740  8.24  8.52 38.04
#> 25712 720  755  6.92  6.87 34.01
#> 25713 860 1101 10.53 10.43 44.47
#> 25714 716  752  7.42  8.76 33.78
#> 25715 690  622  7.83  9.25 29.58
stage <- fun_stage_durif(silver_eel) # aplicar a função à matriz
stage[1:10] # Procurar entre os primeiros 10 elementos no vector prateado
#> 25710 25711 25712 25713 25714 25715 25716 25717 25718 25719
#> "FIII" "FIII" "FIII" "FIV" "FIII" "FIII" "FV" "FV" "FIII" "FIII"
```

#### Referências

Durif C., Guibert, A., & Pierre, E. (2009). Morphological discrimination of the silvering stages of the European eel. In J. M. Casselman & D. K. Cairns (Eds.), *Eels at the Edge. Science, Status, and Conservation Concerns* (pp. 103–111). Bethesda, MA: American Fisheries Society Symposium 58.

Nome do local:				Código do local:	
Coordenadas GPS	Lat:	Long:	Sistema de coordenadas:		Data:
Fotos (ref):			Equipa:		

## Condições atmosféricas

Temperatura do ar (°C):					
Nebulosidade:	<input type="checkbox"/> limpo	<input type="checkbox"/> pouco nublado	<input type="checkbox"/> parcialmente nublado	<input type="checkbox"/> muito nublado	
Vento:	<input type="checkbox"/> nulo	<input type="checkbox"/> fraco	<input type="checkbox"/> moderado	<input type="checkbox"/> forte	
Chuva:	<input type="checkbox"/> sim	<input type="checkbox"/> não	Antes da amostragem:		

## Troço de amostragem

		0 %	0%-25%	25%-50%	50%-75%	75%-100%
Galeria ribeirinha	Margem direita do rio	<input type="checkbox"/> ausente	<input type="checkbox"/> esparsa	<input type="checkbox"/> intermédia	<input type="checkbox"/> semi-contínua	<input type="checkbox"/> contínua
	Margem esquerda do rio	<input type="checkbox"/> ausente	<input type="checkbox"/> esparsa	<input type="checkbox"/> intermédia	<input type="checkbox"/> semi-contínua	<input type="checkbox"/> contínua
vegetação no leito do rio	Macrófitos /hidrófitos	(0%) <input type="checkbox"/> ausente	(0%-25%) <input type="checkbox"/> esparsa	(25%-75%) <input type="checkbox"/> intermédia	(75%-100%) <input type="checkbox"/> abundante	
	tipo dominante:	<input type="checkbox"/> plantas superiores	<input type="checkbox"/> musgo	<input type="checkbox"/> algas filamentosas		
Detritos lenhosos de grandes dimensões no leito do rio:		(0%) <input type="checkbox"/> ausentes	(0%-25%) <input type="checkbox"/> esparsos	(25%-75%) <input type="checkbox"/> intermédios	(75%-100%) <input type="checkbox"/> abundantes	
Tipo de cobertura no leito do rio (escolher os tipos existentes):				Tipo dominante:		
<input type="checkbox"/> vasa	<input type="checkbox"/> areia	<input type="checkbox"/> gravilha	<input type="checkbox"/> pequenas pedras	<input type="checkbox"/> pedras grandes	<input type="checkbox"/> blocos/ rochas	<input type="checkbox"/> lajes
		(grão de café - ovo)	(A5 - A4)	(A5 - A4)	(> A3)	
Cobertura total: _____%				Largura do rio (média – m):		
Habitat:	Pool _____%	Run _____%	Riffle _____%	Profundidade do rio (média – m):		
<b>Pool</b> - Habitats sem corrente, geralmente profundos; <b>Run</b> - Águas profundas e rápidas com reduzida turbulência; <b>Riffle</b> - Águas pouco profundas, com correntes rápidas e turbulentas, sobre leito rochoso.						

## Equipamento de amostragem

Tipo:		Modelo:	Fabricante:
<input type="checkbox"/> bateria	<input type="checkbox"/> gerador dorsal (fixo)	<input type="checkbox"/> gerador não dorsal	
Corrente elétrica:	<input type="checkbox"/> impulso (frequência: _____ Hz)	<input type="checkbox"/> DC	<input type="checkbox"/> PDC <input type="checkbox"/> AC
Cátodo:	<input type="checkbox"/> anel (diâmetro: _____ cm)	<input type="checkbox"/> cabo	<input type="checkbox"/> outros (qual?):
Área rede de pesca (m <sup>2</sup> ):	<b>ou</b> comprimento (cm):	largura (cm):	

(Início) (fim)	(Início) (fim)	(Início) (fim)
<b>1ª passagem:</b> ___H___ - ___H___	<b>2ª passagem:</b> ___H___ - ___H___ meia hora após a 1ª passagem	<b>3ª passagem:</b> ___H___ - ___H___ só se nª enguias 2ª passag. > 1ª passag.

<b>Parâmetros ambientais</b>	<b>Parâmetros ambientais</b>	<b>Parâmetros ambientais</b>
Temperatura da água (°C):	Temperatura da água (°C):	Temperatura da água (°C):
Oxigénio dissolvido (mg/L <b>ou</b> %);	Oxigénio dissolvido (mg/L <b>ou</b> %);	Oxigénio dissolvido (mg/L <b>ou</b> %);
TDS (mg/L):	TDS (mg/L):	TDS (mg/L):
Condutividade (µS/cm):	Condutividade (µS/cm):	Condutividade (µS/cm):
Velocidade da corrente (m/s)	Velocidade da corrente (m/s)	Velocidade da corrente (m/s)

<b>Parâmetros de amostragem</b>	<b>Parâmetros de amostragem</b>	<b>Parâmetros de amostragem</b>
Área amostrada (m <sup>2</sup> ):		
Tempo de pesca (min):	Tempo de pesca (min):	Tempo de pesca (min):
Voltagem (V):	Voltagem (V):	Voltagem (V):
Amperagem (A):	Amperagem (A):	Amperagem (A):

## Observações

--

Código do local:

Data:

Espécie	N.º Indiv. cada passagem			Espécie	N.º Indiv. cada passagem			Espécie	N.º Indiv. cada passagem		
	1ª	2ª	3ª		1ª	2ª	3ª		1ª	2ª	3ª
<i>Acipenser baerii</i>				<i>Dicentrarchus labrax</i>				<i>Petromyzon marinus</i>			
<i>Abramis brama</i>				<i>Esox lucius</i>				<i>Phoxinus phoxinus</i>			
<i>Abramis brama</i>				<i>Fundulus heteroclitus</i>				<i>Phoxinus phoxinus</i>			
<i>Achondrostoma arcasii</i>				<i>Gambusia affinis</i>				<i>Phoxinus septimaniae</i>			
<i>Achondrostoma occidentale</i>				<i>Gambusia holbrooki</i>				<i>Pimephales promelas</i>			
<i>Achondrostoma oligolepis</i>				<i>Gasterosteus aculeatus</i>				<i>Platichthys flesus</i>			
<i>Achondrostoma salmantinum</i>				<i>Gobio alverniae</i>				<i>Poecilia reticulata</i>			
<i>Acipenser sturio</i>				<i>Gobio gobio</i>				<i>Pseudochondrostoma duriense</i>			
<i>Alburnoides bipunctatus</i>				<i>Gobio lozanoi</i>				<i>Pseudochondrostoma polylepis</i>			
<i>Alburnus alburnus</i>				<i>Gobio occitaniae</i>				<i>Pseudochondrostoma willkommii</i>			
<i>Alburnus alburnus</i>				<i>Gobius paganellus</i>				<i>Pseudorasbora parva</i>			
<i>Alosa alosa</i>				<i>Gymnocephalus cernua</i>				<i>Pungitius laevis</i>			
<i>Alosa fallax</i>				<i>Hucho hucho</i>				<i>Pungitius pungitius</i>			
<i>Ambloplites rupestris</i>				<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>				<i>Rhodeus amarus</i>			
<i>Ameiurus melas</i>				<i>Iberochondrostoma lemmingii</i>				<i>Rutilus rutilus</i>			
<i>Ameiurus nebulosus</i>				<i>Iberochondrostoma lusitanicum</i>				<i>Salaria fluviatilis</i>			
<i>Anaocypris hispanica</i>				<i>Iberochondrostoma olisiponensis</i>				<i>Salmo cettii</i>			
<i>Aphanius baeticus</i>				<i>Iberochondrostoma oretanum</i>				<i>Salmo rhodanensis</i>			
<i>Aphanius fasciatus</i>				<i>Iberocypris palaciosi</i>				<i>Salmo salar</i>			
<i>Aphanius iberus</i>				<i>Ictalurus punctatus</i>				<i>Salmo trutta</i>			
<i>Atherina boyeri</i>				<i>Lampetra alavariensis</i>				<i>Salvelinus alpinus</i>			
<i>Australoheros facetus</i>				<i>Lampetra auremensis</i>				<i>Salvelinus fontinalis</i>			
<i>Barbatula barbatula</i>				<i>Lampetra fluviatilis</i>				<i>Salvelinus umbla</i>			
<i>Barbatula quignardi</i>				<i>Lampetra lusitanica</i>				<i>Sander lucioperca</i>			
<i>Barbus barbus</i>				<i>Lampetra planeri</i>				<i>Scardinius erythrophthalmus</i>			
<i>Barbus haasi</i>				<i>Lepomis gibbosus</i>				<i>Silurus glanis</i>			
<i>Barbus meridionalis</i>				<i>Leucaspis delineatus</i>				<i>Squalius alburnoides</i>			
<i>Blicca bjoerkna</i>				<i>Leuciscus aspius</i>				<i>Squalius aradensis</i>			
<i>Carassius auratus</i>				<i>Leuciscus bearnensis</i>				<i>Squalius carolitertii</i>			
<i>Carassius carassius</i>				<i>Leuciscus burdigalensis</i>				<i>Squalius castellanus</i>			
<i>Carassius gibelio</i>				<i>Leuciscus leuciscus</i>				<i>Squalius cephalus</i>			
<i>Chelon auratus</i>				<i>Leuciscus oxyrrhis</i>				<i>Squalius laietanus</i>			
<i>Chelon labrosus</i>				<i>Lota lota</i>				<i>Squalius malacitanus</i>			
<i>Chelon ramada</i>				<i>Luciobarbus bocagei</i>				<i>Squalius pyrenaicus</i>			
<i>Chelon saliens</i>				<i>Luciobarbus comizo</i>				<i>Squalius torgalensis</i>			
<i>Chondrostoma nasus</i>				<i>Luciobarbus graellsii</i>				<i>Squalius valentinus</i>			
<i>Cobitis bilineata</i>				<i>Luciobarbus guiraonis</i>				<i>Syngnathus abaster</i>			
<i>Cobitis calderoni</i>				<i>Luciobarbus microcephalus</i>				<i>Telestes souffia</i>			
<i>Cobitis paludica</i>				<i>Luciobarbus sclateri</i>				<i>Thymallus thymallus</i>			
<i>Cobitis taenia</i>				<i>Luciobarbus steindachneri</i>				<i>Tinca tinca</i>			
<i>Cobitis vettonica</i>				<i>Micropterus salmoides</i>				<i>Triplophysa coniptera</i>			
<i>Coregonus lavaretus</i>				<i>Misgurnus fossilis</i>				<i>Umbra pygmaea</i>			
<i>Cottus aturi</i>				<i>Mugil cephalus</i>				<i>Valencia hispanica</i>			
<i>Cottus duranii</i>				<i>Oncorhynchus kisutch</i>				<i>Vimba vimba</i>			
<i>Cottus gobio</i>				<i>Oncorhynchus mykiss</i>				<i>Zingel asper</i>			
<i>Cottus hispaniolensis</i>				<i>Osmerus eperlanus</i>							
<i>Cottus perifretum</i>				<i>Pachychilon pictum</i>							
<i>Cottus petiti</i>				<i>Parachondrostoma arrigonis</i>							
<i>Cottus rondeleti</i>				<i>Parachondrostoma miegii</i>							
<i>Cottus sabaudicus</i>				<i>Parachondrostoma toxostoma</i>							
<i>Ctenopharyngodon idella</i>				<i>Parachondrostoma turiensis</i>							
<i>Cyprinus carpio</i>				<i>Perca fluviatilis</i>							

