



Facultad de Veterinaria

Trabajo de
Fin de Grado

Anestesia y cirugía de peces
ornamentales

Borja Sánchez Gutiérrez

Grado en Veterinaria
Año 2023

Modalidad del Trabajo: Bibliográfico

Licencia

Excepto donde se haga constar explícitamente, esta obra pertenece a Borja Sánchez Gutiérrez y está bajo una licencia de “Creative Commons Reconocimiento 4.0 Internacional”.



Índice

1. Resumen	4
2. Abreviaturas.....	5
3. Introducción y objetivos.....	6
4. Exposición del tema	8
4.1. Anatomía	8
4.1.1. Sistema integumentario	9
4.1.2. Sistema Musculoesquelético	10
4.1.3. Sistema respiratorio	12
4.1.4. Sistema circulatorio	14
4.1.5. Sistema renal y excretor	16
4.1.6. Sistema digestivo.....	17
4.1.7. Sistema Nervioso.....	17
4.1.8. Órganos sensoriales.....	18
4.1.9. Vejiga natatoria.....	18
4.1.10. Sistema reproductivo	18
4.2. Anestesia.....	19
4.2.1 Métodos anestésicos	19
4.2.2 Etapas anestésicas.....	23
4.2.3 Monitorización	24
4.2.4 Fármacos	26
4.2.5 Recuperación	29
4.3 Analgesia.....	29
4.3.1 Fármacos	30
4.4 Cirugía.....	31
4.4.1 Preparación quirúrgica.....	31
4.4.2 Aproximación quirúrgica general.....	32
4.4.3 Principales procedimientos quirúrgicos.....	34
4.4.4 Otros procedimientos quirúrgicos	39
5. Conclusiones	41
6. Bibliografía.....	42

1. Resumen

Resumen:

La acuicultura es un sector económico de gran importancia en la actualidad, debido a la creciente demanda de pescado y otros productos marinos. Además, existe un interés cada vez mayor en la investigación de especies marinas y un aumento en el mercado de acuarios. Los veterinarios son responsables de la salud y bienestar de los animales acuáticos, lo que incluye la realización de procedimientos médicos y quirúrgicos. Esto se vuelve especialmente importante en el caso de intervenciones quirúrgicas, ya que estas pueden ser más complicadas debido al entorno acuático. La veterinaria juega un papel crucial en el cuidado y bienestar de los animales acuáticos, incluyendo la administración de anestesia y analgesia en procedimientos médicos y quirúrgicos.

Palabras clave: Peces ornamentales, anestesia, analgesia, cirugía, anatomía, teleósteos, acuicultura.

Resumo:

A acuicultura é un sector económico de gran importancia na actualidade, debido á crecente demanda de peixe e outros produtos mariños. Ademais, hai un maior interese pola investigación de especies mariñas e un aumento do mercado dos acuarios. Os veterinarios son responsables da saúde e do benestar dos animais acuáticos, incluíndo a realización de procedementos médicos e cirúrxicos. Isto é especialmente importante no caso das intervencións cirúrxicas, xa que estas poden ser máis complicadas debido ao medio acuático. A medicina veterinaria xoga un papel crucial no coidado e benestar dos animais acuáticos, incluíndo a administración de anestesia e analxesia en procedementos médicos e cirúrxicos.

Palabras chave: Peixes ornamentais, anestesia, analxesia, cirurxía, anatomía, teleósteos, acuicultura.

Summary:

Nowadays, aquaculture is a very important economic sector due to the increasing demand of fish and other marine products. On top of that, there is a developing interest in research on marine species as well as ornamental aquariums. Veterinarians are responsible for the health and wellbeing of the aquatic animals which includes medical and surgical procedures. This becomes especially important when we talk about surgical procedures because we must consider the aquatic habitat as an implemented level of difficulty. Veterinary medicine has a crucial role in the health and wellbeing of aquatic animals, which includes the administration of anaesthesia, analgesia and medical and surgical procedures.

Key words: Ornamental fish, anaesthesia, analgesia, surgery, anatomy, teleosts, aquiculture.

2. Abreviaturas

- AINEs: Antiinflamatorios no esteroideos
- ATP: Adenosina trifosfato
- cc: Centímetros cúbicos
- ECG: electrocardiografía
- FADS: Fish Anesthetic Delivery System (Sistema de entrega de anestesia en peces)
- FAO: Food and Agriculture Organization. (Organización mundial de alimentación y agricultura).
- GABA: Ácido gamma-aminobutírico
- IM: Intramuscular
- TC: Tomografía Computarizada
- VITOM: Video Telescopic Operating Microscope. (Microscopio de video y operación telescópica).

3. Introducción y objetivos

La acuicultura progresivamente está ganando más importancia en el sector de la alimentación, según la FAO (Food and Agriculture Organization). De esta forma, este modo de cultivo de organismos acuáticos (peces, moluscos, crustáceos y plantas acuáticas) produjo más de la mitad del pescado de consumo humano del mundo en 2018. Estos datos nos dan una idea de la importancia de este método de producción en cuanto a la alimentación mundial (FAO, 2022).

Además, el comercio global de peces de acuarios es en la actualidad una industria multimillonaria, en la que se engloba el comercio internacional de importación y exportación de peces, invertebrados y plantas. Como dato es destacable que en Estados Unidos existen más de 11 millones de personas dentro del sector de la acuariofilia. Esto supone un movimiento económico muy importante en el sentido de la importación de peces tropicales para satisfacer este comercio en crecimiento. A esto debemos añadir la importancia de los peces en la investigación biomédica, principalmente fundamentada en el empleo del pez cebra (*Danio rerio*) debido a sus cortos ciclos reproductivos y las similitudes que podemos encontrar entre el desarrollo embrionario de los peces y los grandes vertebrados (Bugman et al., 2016).

Debido a todo lo expuesto anteriormente, la presencia del veterinario en estas instalaciones es cada vez más necesaria para comprobar que se realicen las técnicas correctas y el manejo adecuado para asegurar la preservación de la salud del consumidor y el bienestar de los animales explotados en acuicultura y la acuariofilia. Ejemplo de estas técnicas y procedimientos son el correcto uso de los medicamentos veterinarios, selección genética para favorecer resistencias y mejorar la producción, realización de pruebas diagnósticas frente a enfermedades contagiosas y realización de procedimientos quirúrgicos con su respectiva sedación (Abdelrahman et al., 2017; Bugman et al., 2016)

Una vez contextualizado el papel del veterinario en el mundo de la acuicultura, podemos comenzar a plantear ciertas preguntas sobre los procedimientos a los que son sometidos estos animales durante la acuicultura. Gran parte de los procedimientos a realizar en peces requieren de la administración de sedación y/o anestesia. Por lo tanto, los objetivos de este trabajo son describir los diferentes métodos anestésicos utilizados en estos animales y a su vez las diferentes intervenciones que son realizadas durante estos métodos anestésicos.

La anestesia y analgesia se han empleado en procedimientos de experimentación y práctica veterinaria en acuicultura desde hace mucho tiempo, ya que ayudan a reducir el estrés generado por el manejo de los animales, siendo especialmente útiles en los momentos del pesado, vacunación, transporte, toma de muestras, procedimientos quirúrgicos y otras prácticas veterinarias. Existen distintos fármacos, como el metanosulfonato de tricaína, quinaldina, etomidato, metomidato, benzocaína y barbitúricos que se utilizan frecuentemente para reducir el estrés o el dolor que puedan producir en los animales estos procedimientos (Dos Santos et al., 2017; Sneddon, 2012).

La necesidad de esta anestesia y analgesia se corrobora por medio de estudios realizados en las diferentes clases de peces y los resultados obtenidos en los mismos han demostrado que los teleósteos presentan nociceptores que les permiten captar los estímulos dolorosos de forma similar a lo que ocurre en los mamíferos (Sneddon, 2012).

Por lo tanto, en procedimientos de corta duración y mínima invasión se pueden usar protocolos de sedación ligera para facilitar el manejo y reducir el estrés producido por los mismos a los animales. En cuanto a procedimientos en los que se llega a dañar el tejido, como los procedimientos quirúrgicos, provocando un dolor mayor, es necesaria la completa anestesia y analgesia de los animales (Chatigny et al., 2018; Sneddon, 2012).

En las últimas décadas, la necesidad de utilizar anestesia en peces se ha incrementado debido al uso de distintas especies de peces para modelos de experimentación *in vivo*. Por ejemplo, se ha utilizado al pez cebra para el estudio de procesos fisiopatológicos relacionados con el desarrollo post-embionario y la posible regeneración de huesos y de parte del sistema nervioso en esta especie. Además, la necesidad de conseguir una anestesia a largo plazo para poder continuar usando estos modelos de estudio ha hecho de la anestesia en peces un campo cada vez más estudiado (Wynd et al., 2017).

4. Exposición del tema

4.1. Anatomía

A continuación, se va a realizar una introducción sobre la anatomía de los peces de modo que facilite la comprensión de las restantes partes del trabajo. Nos vamos a centrar en la descripción anatómica de los Teleósteos, ya que es la subclase más abundante de todos los peces y además la mayoría de los peces ornamentales se engloban en este grupo.

Una gran consideración que debemos tener con respecto a los peces es su hábitat, el medio acuático. El hecho de que el cuerpo de los peces se encuentre en constante contacto con el agua hace que existan intercambios necesarios entre el cuerpo del pez y el medio que le rodea y a su vez preservar el medio interno (Roberts, 2012).

Los peces son animales vertebrados que viven en el medio acuático, que presentan respiración branquial, generalmente de forma fusiforme cuyos cuerpos suelen estar aplanados de forma laterolateral o dorsoventral, además de muchas otras diferencias morfológicas y fisiológicas que se expondrán a lo largo de este apartado. Estas diferencias hacen que el planteamiento de un protocolo anestésico sea distinto al realizado típicamente en los vertebrados terrestres (Mylniczenko, 2021; Sedgwick, 1986)

Los peces habitan prácticamente todo tipo de medios acuáticos y entre ellos encontramos grandes diferencias en comportamiento, morfología, dieta y reproducción. Dentro del phylum *Chordata*, subphylum *Vertebrata* se engloban unas 33.000 especies, repartidas en tres clases: Agnata, Condrictios y Osteíctios (Froese, 2022). En la siguiente imagen podemos observar las clases y subclases en las que se dividen los peces según sus diferentes características (**Figura 1**). De todas las especies mencionadas anteriormente, la mayoría se engloban en la infraclase de Teleósteos, que será donde nos centraremos a la hora de nuestra descripción anatómica (Froese, 2022; Mylniczenko, 2021).

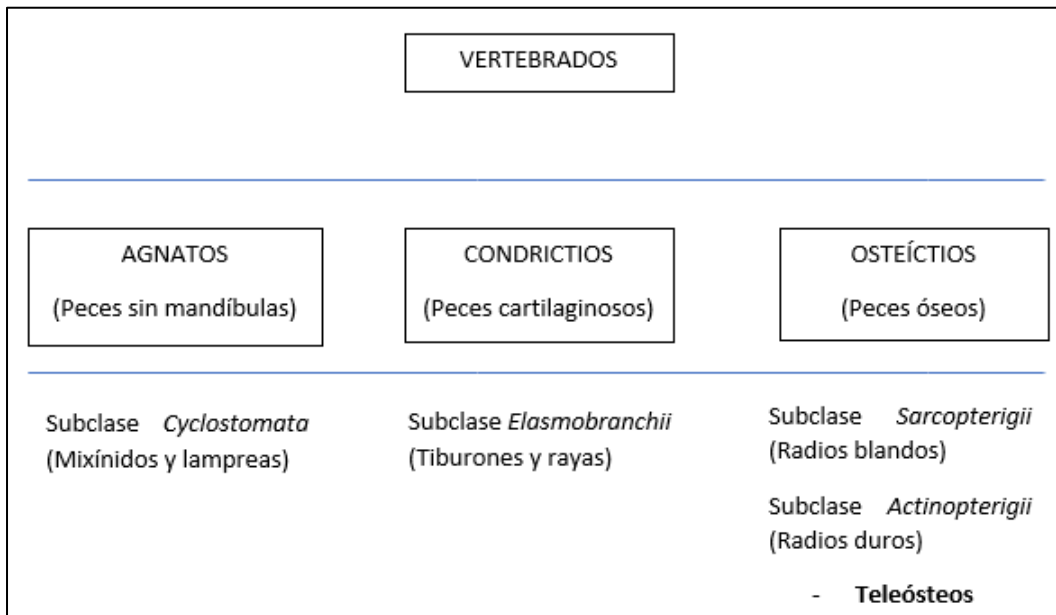


Figura 1: Clasificación de los peces según sus clases. (Traducido de (Mylniczenko, 2021)).

4.1.1. Sistema integumentario

La piel es la primera barrera entre el medio ambiente y el cuerpo del pez, de forma que esta barrera permite que se mantenga la homeostasis de este. La piel de los teleósteos se divide, de más externa a más interna en: cutícula, epidermis, , dermis e hipodermis (Roberts, 2012) (**Figura 2**).

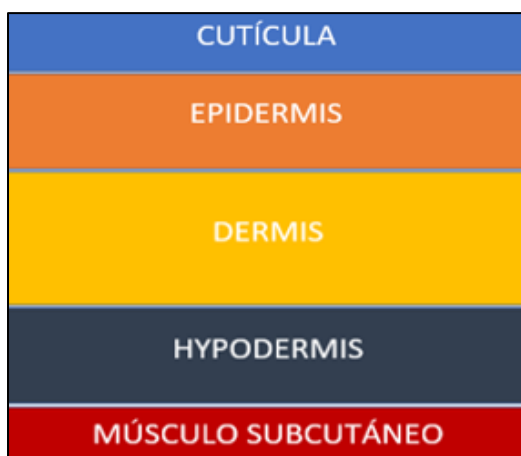
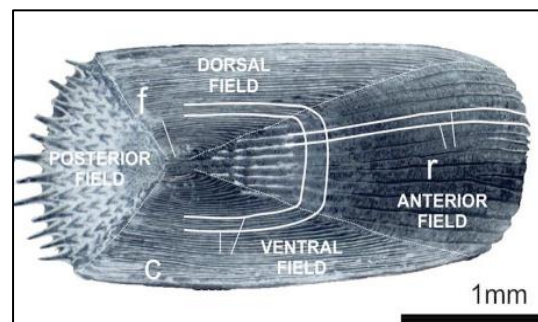


Figura 2: Representación de los estratos de la piel de un pez teleósteo (Imagen propia).

- Cutícula: Se trata de la capa externa, está formada por células epiteliales superficiales descamadas inmersas en una capa de mucopolisacáridos. Esta capa contiene ácidos grasos libres y lisozimas e inmunoglobulinas específicas que forman parte de la defensa antimicrobiana del organismo y ayudan a la conservación de energía en el medio acuático (Roberts, 2012; Smith, 2019).
- Epidermis: La epidermis está formada por un epitelio estratificado plano no queratinizado, que recubre todo el cuerpo, incluidas las aletas. Tiene la capacidad de realizar división mitótica en todas sus capas, incluida la capa escamosa (Mylniczenko, 2021).
- Dermis: En esta capa es donde se insertan las escamas en pequeños bolsillos en dirección caudal (Mylniczenko, 2021).

Figura 3. Escama ctenoidea. (Spinner et al., 2019)



Las escamas están compuestas de hueso, esmalte y dentina y se encuentran cubiertas por la epidermis (Smith, 2019). Diferenciamos escamas ctenoideas con procesos espiculares en su parte posterior externa (**Figura 3**) y las cicloideas que carecen de ningún proceso (Roberts, 2012). En esta capa también se encuentran los cromatóforos, que son los encargados de realizar los cambios de color (Mylniczenko, 2021).

- Hipodermis: Se trata de tejido adiposo laxo y ampliamente vascularizado (Roberts, 2012).
-

4.1.2. Sistema Musculoesquelético

Los peces, en su gran mayoría, poseen una morfología fusiforme con el objetivo de reducir la fricción en el medio acuático, La musculatura esquelética se divide en bloques musculares de forma sigmoidea denominados miómeros. Los principales bloques musculares se encuentran a ambos lados del esqueleto axial para poder generar movimientos laterales que generan la propulsión (Roberts, 2012).

- Esqueleto axial: El cráneo es una estructura muy compleja ya que está compuesto por numerosos huesos (Smith, 2019) y en él se articula la mandíbula y el aparato branquial y opercular. Las vértebras son cilindros simples, todas tienen un arco neural y arco hemal, exceptuando las vértebras abdominales para este último. La columna está sujeta por ligamentos longitudinales. En la zona torácica encontramos costillas pleurales que sujetan las paredes laterales de la cavidad corporal (Roberts, 2012).

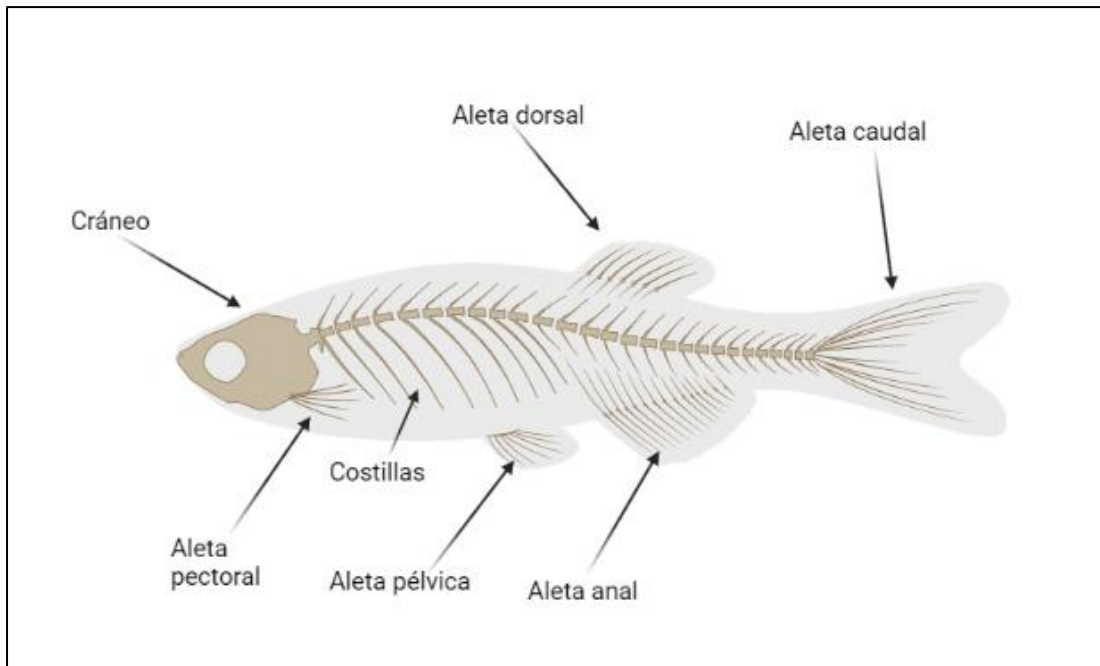


Figura 4: Representación del esqueleto de un pez cebra (Imagen generada en *Biorender*).

- Esqueleto apendicular: El cinturón óseo pélvico, que realiza la sujeción de las aletas pélvicas, (Smith, 2019). En los ejemplares más avanzados se encuentra en la parte más craneal, descansando sobre la cintura pectoral. También poseen un cinturón pelviano. La aleta caudal articula con la columna vertebral por medio del complejo caudal (Roberts, 2012).
- Osificación: Podemos encontrar huesos acelulares y celulares, siendo más comunes estos últimos en los teleóstos (Mylnczenko, 2021). Los huesos acelulares se encuentran en teleósteos muy evolucionados. Estos huesos no funcionan como reservas de calcio, por lo tanto, la reparación de fracturas en situaciones hipocalcémicas en estos peces se ve entorpecida. A pesar de la presencia de canales y médulas óseas en estos huesos, no se ha encontrado tejido hematopoyético (Roberts, 2012).

- Musculatura: Los peces disponen de músculo esquelético rojo y blanco, siendo el blanco el más abundante, ya que tiene gran importancia en los impulsos anaeróbicos realizados para los desplazamientos rápidos. El músculo rojo está implicado en movimientos más sostenidos de nado en largas distancias (Mylniczenko, 2021).

4.1.3. Sistema respiratorio

Debido a que el sistema respiratorio tiene un importante papel en cuanto al modo de administración de las diferentes técnicas anestésicas, vamos a hacer hincapié en este aspecto anatómico de los peces.

- Las branquias: Constituyen un órgano multifuncional encargado del intercambio gaseoso, la eliminación de productos nitrogenados de deshecho y del equilibrio ácido-base. Están recubiertas por un epitelio de revestimiento que alcanza una gran extensión (más que el resto de la superficie del pez); esta característica hace que sea muy importante en el control de la homeostasis del medio interno. Este epitelio es simple plano para que se pueda realizar el intercambio gaseoso, pero esta particularidad también hace que sea una vía de entrada fácil para patógenos. (Roberts, 2012).

En cuanto a la morfología de las branquias, en teleósteos encontramos dos conjuntos de branquias que se componen por cuatro arcos branquiales (holobranquias) a ambos lados de la faringe. Cada holobranquia está formada por dos hemibranquias que están compuestas a su vez por filamentos o laminillas primarias que se disponen radialmente en torno al arco branquial. De estas laminillas primarias parten una serie de laminillas secundarias microscópicas que es donde ocurre el intercambio gaseoso (Mylniczenko, 2021).

El arco branquial se trata de una estructura ósea curva desde la cuál surgen los radios branquiales que actúan como soporte de las laminillas primarias. En estos arcos se encuentran las arterias branquiales aferentes que llegan desde la aorta ventral y las arterias branquiales eferentes que llegan a la aorta dorsal. Las arterias aferentes se encuentran en el borde opercular de las laminillas primarias que se encuentran a favor de la corriente de agua. La sangre desoxigenada entra en las laminillas secundarias en dirección contraria a la corriente de agua, este choque de corrientes hace que entre el 60-80% del oxígeno contenido en el agua pase a la sangre. Esta sangre, ahora oxigenada, abandona las laminillas secundarias y por las arterias eferentes se dirige por las arterias lamelares eferentes hacia la aorta dorsal (Ostrander, 2000).

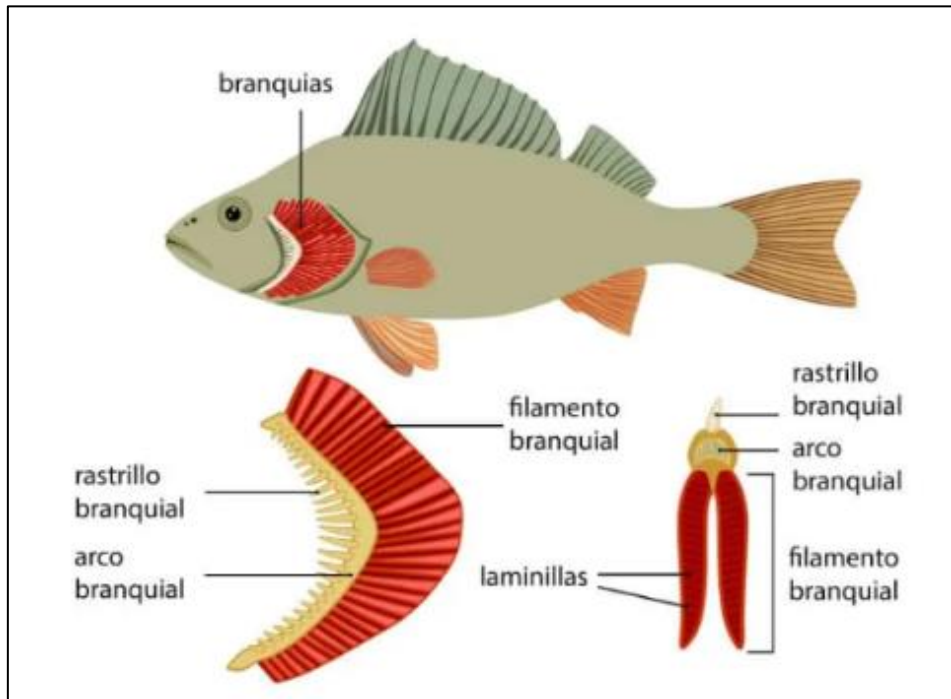


Figura 5: Detalle de las branquias de un pez (Álvarez, 2022).

En las laminillas secundarias es donde se realiza el intercambio gaseoso, estas estructuras están formadas por una capa gruesa de células epiteliales que se soporta por medio de células pilares que se disponen en filas cada 9-10 μm . La sangre puede atravesar las laminillas por el canal basal, por el canal marginal (el más rápido) o a través células pilares (más lento) o a también por del seno venoso central. Estas células contienen proteínas contráctiles, lo que les confiere la capacidad de adaptarse a las presiones ejercidas por el paso de la sangre proveniente directamente de la aorta aferente (Wood & Eom, 2021).

- Ventilación e intercambio gaseoso: Durante la respiración el agua pasa a través de la boca hasta las branquias y se expulsa fuera del cuerpo por el opérculo. El flujo ventilatorio se mantiene a través de movimientos operculares y bucales alternos. En comparativa con animales terrestres, el esfuerzo necesario para realizar la ventilación branquial es muy superior, esto se acentúa en aguas con poca concentración de oxígeno (Roberts, 2012). Los peces utilizan cambios de presión para mover el agua a través de la boca hasta las branquias. Algunos necesitan mantenerse en movimiento para lograr esos cambios de presión (Mylniczenko, 2021) y otros mantienen la ventilación gracias a movimientos operculares periódicos (Smith, 2019). Encontramos mecanorreceptores y propioceptores que responden ante los cambios del flujo de agua para controlar la ventilación.

Este sistema tiene una gran respuesta ante la hipoxia severa, incrementándose hasta 10 veces cuando el pez se expone a ambientes con un porcentaje inferior al 20% de saturación. La pseudobranquia (una hemibranchia modificada situada en el extremo dorsomedial del opérculo) es un receptor muy importante en este aspecto que controla la presión arterial de oxígeno y además es sensible a los cambios de presión hidrostática (Roberts, 2012).

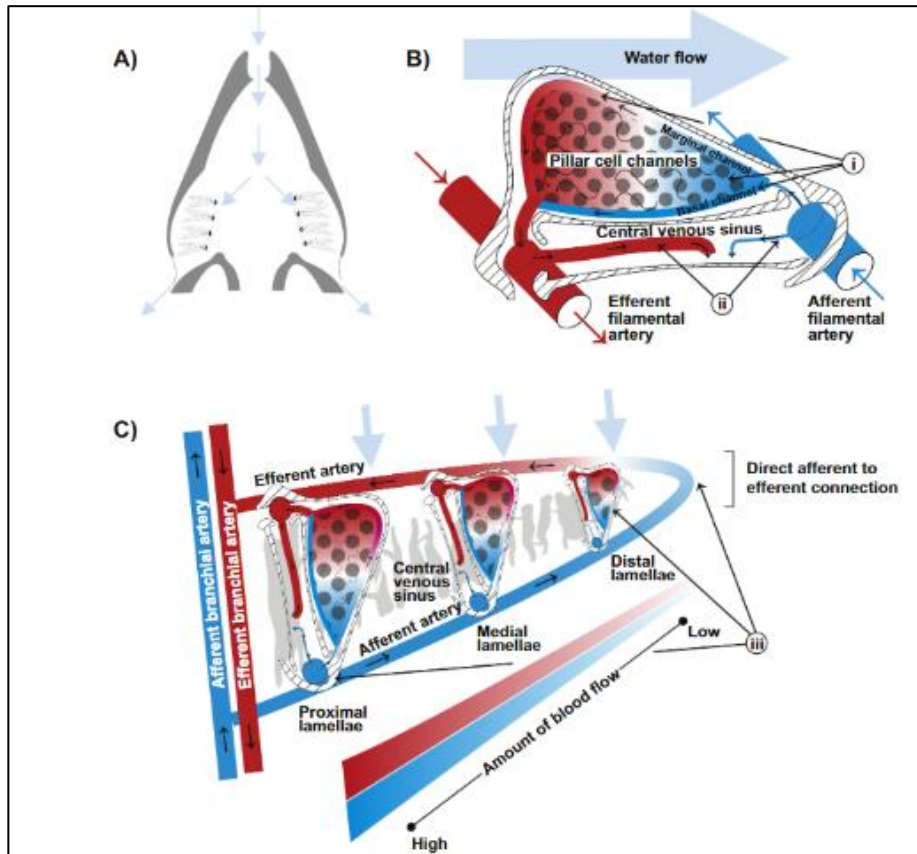


Figura 6: Funcionamiento del intercambio gaseoso y de la circulación sanguínea en las branquias. (A) Organización de los cuatro arcos branquiales, cada uno con dos hemibranchias y el flujo del agua. (B) Dentro de las laminillas secundarias podemos observar las formas anatómicas explicadas en el texto como son las células pilares, arterias aferentes y eferentes y el movimiento que realiza la sangre. (C) Flujo sanguíneo en las laminillas primarias. Las laminillas secundarias más próximas a las venas aferentes y eferentes realizan el mayor intercambio gaseoso en condiciones de reposo (Wood & Eom, 2021).

4.1.4. Sistema circulatorio

Los peces tienen un sistema circulatorio simple, lo que quiere decir que la sangre sale del corazón, pasando por las branquias y el cuerpo y vuelve al corazón. En mamíferos, aves y reptiles encontramos un sistema circulatorio dual (Roberts, 2010).

- **Corazón:** Contenido dentro del saco pericárdico, en la parte anterior de la cavidad corporal y normalmente ventral a la faringe. Tiene cuatro cámaras a través de las cuales sigue un sencillo circuito: La sangre desoxigenada entra por las venas en el seno venoso, no hay válvulas que regulen la entrada y esta cámara es muy pequeña. La sangre continua a través de dos válvulas seno-atriales hasta el atrio. Las contracciones del atrio hacen que la sangre pase al ventrículo que tiene una pared más gruesa que las cámaras anteriores. Desde el ventrículo la sangre pasa al bulbo arterioso a través de otras dos válvulas semilunares (Roberts, 2012). El bulbo es una reserva elástica y pasiva de sangre, que rebaja el pulso ventricular y mantiene un flujo sanguíneo continuo durante la diástole ventricular, al contrario del flujo pulsátil en vertebrados más desarrollados (Smith, 2019).

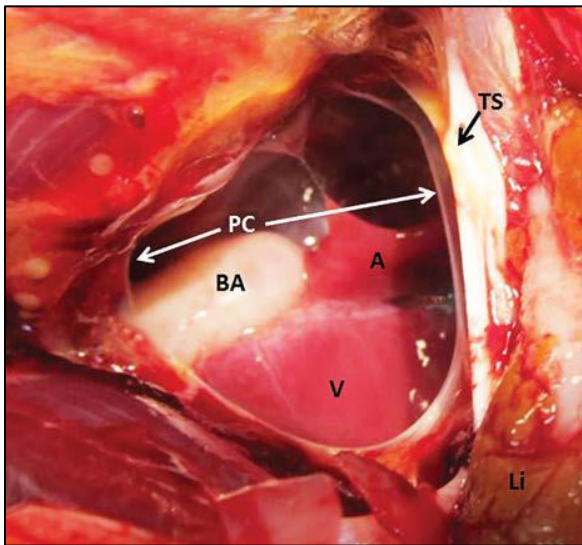
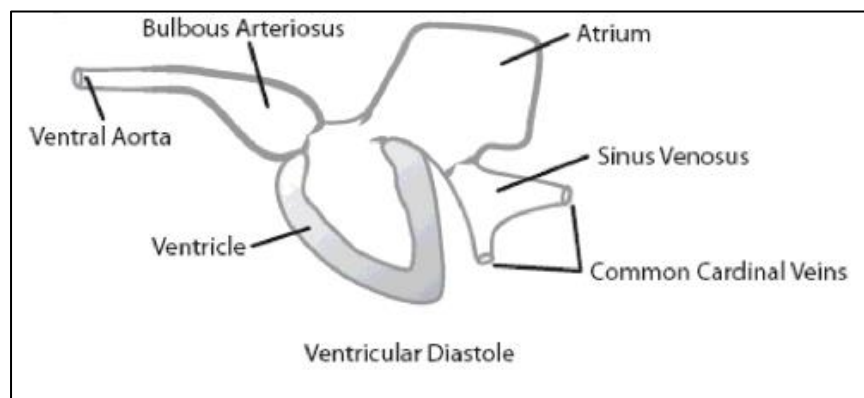


Figura 7: Corazón y tejidos adyacentes de una carpa común (*Cyprinus carpio*). PC: Pericardio; BA: Bulbo arterioso; A: Atrio; V: Ventrículo; TS: Septo transverso; Li: Hígado (Smith, 2019).

Figura 8: Representación de corazón de teleosteo en diástole ventricular (Roberts, 2010).



- **Arterias:** La aorta ventral se dirige desde el corazón hasta las branquias, ramificándose en arterias aferentes, que distribuyen la sangre en las branquias para su oxigenación. Las arterias eferentes recogen la sangre oxigenada y se unen dorsalmente a la faringe para formar la aorta dorsal, que la distribuirá por todo el organismo (Roberts, 2012)

- Venas: Las venas principales tienen un gran diámetro y las presiones son muy bajas. Existe un drenaje portal desde los riñones y otro portal hepático, ambos desde la zona caudal. En el sistema venoso de los peces no es común encontrar válvulas (Roberts, 2010).
- Capilares: En los peces los capilares son muy permeables, lo que permite que el plasma tenga libertad de movimiento a través de estas paredes (Roberts, 2012)
- Linfa: El sistema linfático en el pez está muy extendido y supera en cuatro veces al volumen de la sangre. Hay varios propulsores de la linfa a lo largo de todo el sistema. Los constituyentes que la forman son similares a los del plasma pero carece de los componentes celulares (Mylniczenko, 2021; Roberts, 2012).

4.1.5. Sistema renal y excretor

El riñón de los peces tiene función hemopoyética, reticuloendotelial, endocrina y excretora (Mylniczenko, 2021). Se localiza retroperitonealmente inmediatamente bajo la zona ventral de la columna vertebral. Suele dividirse en anterior y posterior, siendo la segunda parte especialmente rica en tejido excretor. Los uréteres que conducen la orina hasta la papila urinaria se pueden fusionar a cualquier nivel, en ocasiones formando una vejiga urinaria rudimentaria. La estructura de la nefrona varía según las especies de agua dulce o salada (Roberts, 2012).

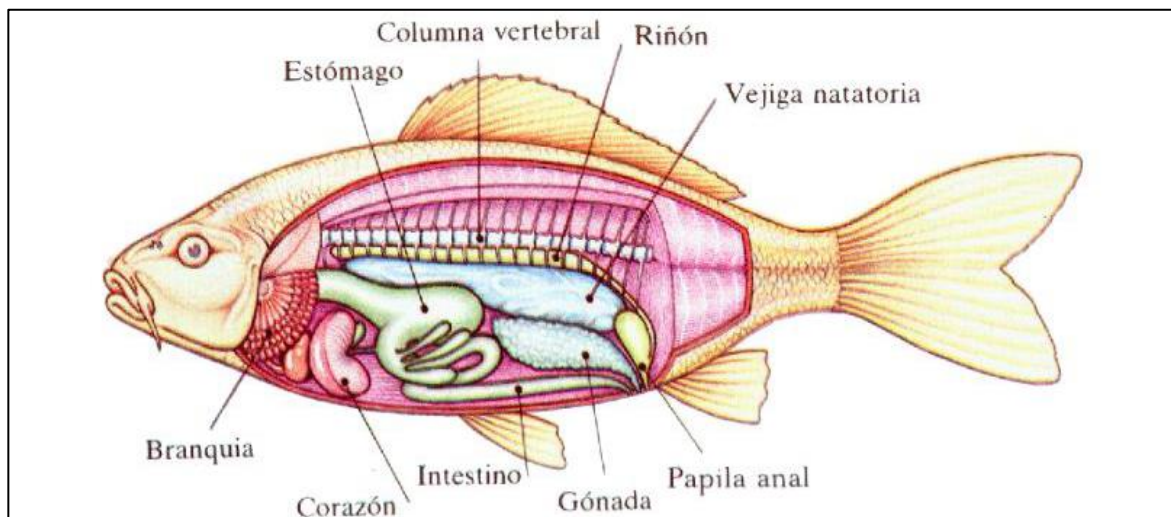


Figura 9: Representación gráfica de la anatomía interna de un pez (León, 2019).

4.1.6. Sistema digestivo

La alimentación de los peces es muy diversa, por lo que encontramos diferentes adaptaciones en el sistema digestivo dependiendo de la dieta que siga esa especie.

- Boca: La boca se comparte por el sistema respiratorio y el digestivo. Las funciones que tiene en el sistema digestivo consisten en selección, captura y transporte del alimento al esófago (Roberts, 2012).
- Esófago: Es corto y recto, muy musculoso, compuesto por músculo estriado que va desde la boca hasta el cardias del estómago (Mylniczenko, 2021). Su epitelio contiene muchas glándulas mucosas y, junto los pliegues longitudinales que presenta la mucosa, facilitan el tránsito de la comida (Mylniczenko, 2021; Roberts, 2012).
- Estómago: Su tamaño varía según la especie. Es muy musculoso y distensible. Puede llegar a estar ausente en un elevado porcentaje de peces teleósteos (Roberts, 2012).
- Intestino: En el intestino de los peces uno hay una división importante entre intestino grueso y delgado más allá del diámetro, siendo mayor en la parte distal. Las funciones que desarrolla son de digestión enzimática absorción de nutrientes y agua, osmorregulación y defensa inmunológica (Smith, 2019).

4.1.7. Sistema Nervioso

El sistema nervioso está compuesto por un cerebro pequeño, diez pares de nervios y la médula espinal (Hickman et al., 2008; Smith, 2019)

Centrándonos en la neuroanatomía del pez observamos que el sistema periférico consiste en divisiones somáticas y autónomas, siendo las primeras responsables de las habilidades motoras y pudiendo clasificar las segunda en simpáticas, parasimpáticas y entéricas (Weber, 2011).

- Cerebro: Se divide en 5 secciones: Telencéfalo, diencéfalo, mesencéfalo, cerebelo y médula oblonga (Roberts, 2012),
- Médula espinal: En los teleósteos recorre todo el cuerpo y se compone de materia gris y blanca que se encuentran bien diferenciadas. Albergan numerosas neuronas motoras (Roberts, 2012).
- Nervios periféricos: cuentan con 10 nervios craneales que actúan tanto a nivel sensorial como motor y en los movimientos voluntarios e involuntarios de la cabeza (Roberts, 2012)

4.1.8. Órganos sensoriales

Los peces, al igual que los grandes vertebrados, poseen diferentes órganos sensoriales que les sirven para relacionarse con su entorno. Ejemplo de órganos específicos de los peces son la línea lateral o el aparato de Webber (Mylniczenko, 2021).

4.1.9. Vejiga natatoria

Se trata de un órgano característico de los teleósteos. Es un mecanismo de flotación, también se usa para la recepción de sonidos y presiones, incluso en algunas especies tiene unos músculos percutores que le permiten realizar sonidos. Las especies que viven en el fondo marino no suelen tener vejiga natatoria, ya que no necesitan una flotación neutral para desarrollar su vida normal (Roberts, 2012)

4.1.10. Sistema reproductivo

Los métodos reproductivos varían mucho entre especies, aunque la mayoría tienen sexos separados y son ovíparas, en las que las hembras ponen huevos que serán fertilizados por los machos. Hay muchas especies que proporcionan cuidados de las crías como custodia de las larvas, creación de nidos e incluso incubación bucal, en la que transportan los huevos en la boca (Smith, 2019).

Las gónadas que producen los gametos se asemejan a las que encontramos en vertebrados más desarrollados. Al igual que en estos el desarrollo gonadal está ligado a la actividad endocrina y el efecto regulador de las hormonas. Los ovarios suelen ser pares y elongados, se encuentran en la parte posterior de la cavidad corporal. El tamaño del ovario varía según especie, etapa de desarrollo sexual y ciclo reproductivo. En una hembra adulta que haya alcanzado la madurez sexual el ovario puede llegar a representar el 50% del peso total del pez (**Figura 10.A**) (Smith, 2019).

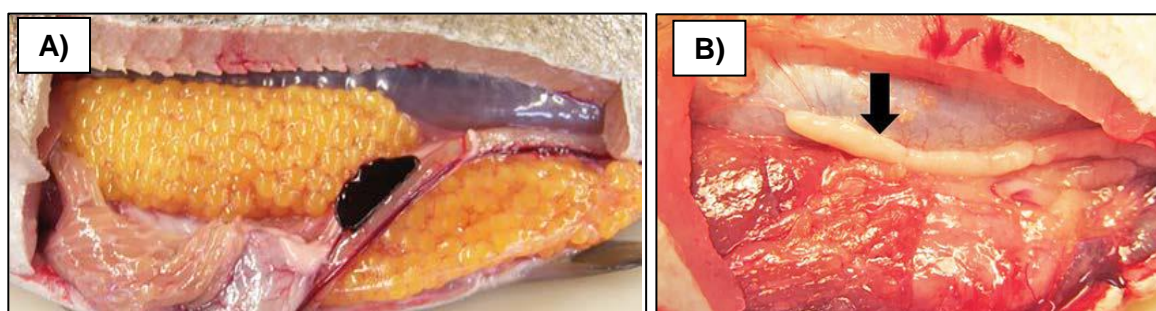


Figura 10: (A): Ovario maduro de trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*). (B) Testículo maduro de perca americana (*Micropterus salmoides*) (Smith, 2019).

Los testículos también se encuentran en el interior de la cavidad corporal en la zona caudodorsal. Suelen ser pares, elongados y tubulares. Pueden observarse en machos sexualmente maduros en la época reproductiva (**Figura 10.B**), sin embargo, en machos no desarrollados y en ciertas especies pueden verse ocultos por la grasa visceral y su visualización es más complicada (Smith, 2019).

4.2. Anestesia

4.2.1 Métodos anestésicos

Sin importar la especie de animal que sometamos al procedimiento quirúrgico o manipulación dolorosa, el protocolo anestésico debe ser planteado siempre de manera segura y efectiva, para que los resultados que obtengamos de dicha práctica sean positivos. Conociendo las diferencias básicas anatómicas entre las especies terrestres y acuáticas debemos saber que también se extienden al ámbito anestésico. Teniendo en cuenta esto, la mayoría de las técnicas empleadas en animales acuáticos, a diferencia de especies terrestres, se basan en baños anestésicos (Hoseini et al., 2022).

Es común que se prive de comida al animal doce horas antes de la exposición a la anestesia. Aunque los peces, en su mayoría, no tienen pulmones y no pueden aspirar, existe el riesgo de que regurgiten material digestivo que puede relocalizarse en las branquias o contaminar el agua del baño anestésico. Además, esta práctica también reduce la posibilidad de contaminación fecal del agua utilizada para el transporte, anestesia y recuperación (Stetter, 2001).

Debemos tener en cuenta que existen dos métodos comúnmente usados para la realización de protocolos anestésicos en peces, el uso de uno u otro dependerá de las necesidades, especie, disponibilidad y procedimiento doloroso al que será sometido el paciente.

Anestesia de inmersión o baño anestésico:

Podemos decir que este método es el análogo al uso de gases inhalatorios en animales terrestres. En este caso el agente anestésico, diluido en el agua, se introduce en el organismo a través de las branquias por medio de la ventilación fisiológica del animal y a través de la piel. Desde las branquias y piel alcanza el torrente sanguíneo, pasando rápidamente al sistema nervioso central. Hay que tener en cuenta que se trata de tejidos con alto contenido lipídico, por lo tanto, la eficacia del agente anestésico va a depender directamente de su liposolubilidad. (Neiffer & Stamper, 2009).

Debido a que la mayoría de estas cirugías se realizan en el medio acuático es necesario disponer de mecanismos recirculadores de agua, conocidos como FADS (*Fish Anesthetic Delivery System*) (**Figura 11**). Estos aparatos no solo nos permiten realizar la anestesia del animal, sino que además mantienen la piel húmeda y en contacto con el agua, necesario para el mantenimiento de la vida de estos animales y de gran importancia en los procedimientos quirúrgicos de larga duración (Sladky & Clarke, 2016).

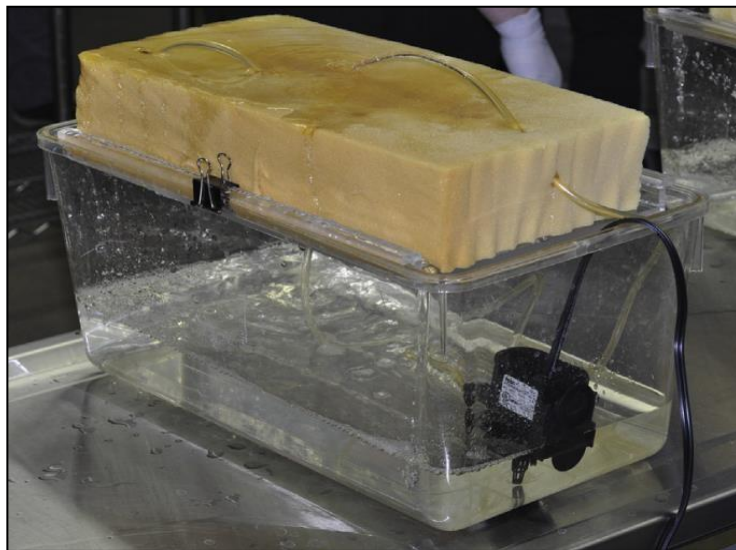
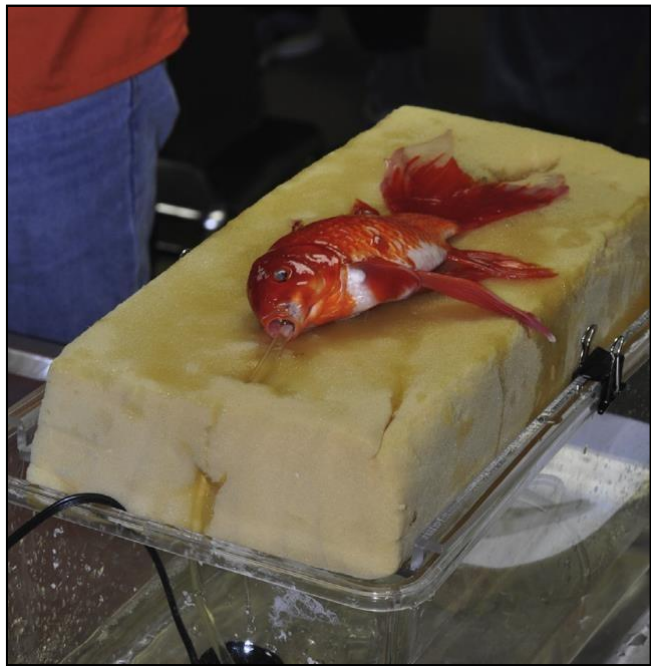


Figura 11: FADS (Fish Anesthetic Delivery System). El sistema mostrado en la imagen se utiliza para peces de tamaño pequeño y mediano. Su diseño consta de un recipiente de plástico que contiene el baño anestésico. Observamos una plataforma de plástico donde reposa una lámina de gomaespuma que será donde depositaremos al animal durante el procedimiento quirúrgico. Esta lámina está conectada a una bomba de acuario de la cual salen dos tubos, uno alimenta el baño anestésico directamente a las branquias del pez y otro utilizado para mantener húmeda la piel del animal (Sladky & Clarke, 2016).

La calidad del agua tiene un papel muy importante en el protocolo realizado en los baños anestésicos, ya que los parámetros usados deben ser similares a los del agua del acuario donde normalmente vive el pez. A su vez, se necesita un flujo de agua constante a través de las branquias para la correcta oxigenación del paciente. El paso de este flujo constante se consigue por medio de la colocación de un tubo de plástico flexible en la cavidad oral del animal. El tubo debe ser de un tamaño adaptado al del paciente y estará conectado a la bomba de acuario que será la encargada de transportar el baño anestésico hasta las branquias del pez y efectuará su salida a través del opérculo. (**Figura 12**) (Sladky & Clarke, 2016).

Figura 12: FADS (*Fish Anesthetic Delivery System*). En la imagen se observa un Koi (*Cyprinus carpio var. koi*) en posición lateral. Se puede ver el tubo que va directamente a la cavidad oral del pez, administrando el baño anestésico (Sladky & Clarke, 2016).



En el protocolo anestésico, la planificación y preparación son de máxima importancia. El control de los parámetros como son el cloro, la temperatura, el pH y los niveles de amoníaco pueden suponer la diferencia entre una intervención exitosa y una fallida. Este aspecto cobra mayor importancia en las intervenciones de mayor duración, en las cuales la monitorización de la calidad del agua es básica para la correcta anestesia del paciente (Vergneau-Grosset & Cruz Benedetti, 2022).

Al igual que en vertebrados terrestres, una adecuada oxigenación es clave para el mantenimiento de una homeostasis fisiológica. Es importante que la fuente de oxígeno ya sea una bomba de acuario o similares, se encuentre presente en todas las fases, en el transporte, inducción, mantenimiento y recuperación. Además, siempre que se utilice el agua como instrumento anestésico (baño anestésico) es imprescindible que su cantidad sea suficiente (Stetter, 2001).

Para procedimientos de corta duración tan solo son necesarios dos tanques de agua diferentes, uno usado para el transporte y la recuperación y otro utilizado para aportar el agente anestésico (*Fish Anesthetic Delivery System* o FADS). En el caso de procedimientos de larga duración será necesario añadir un tercer tanque de carácter anestésico (FADS), en este método se utiliza un tanque con una mayor concentración de agente anestésico a modo de inducción y otro con una menor concentración a modo de mantenimiento. Cabe la posibilidad, si el procedimiento es realizado en las mismas instalaciones donde el pez reside normalmente, que la recuperación se realice en ese tanque. Hay que tener en cuenta que en este caso debe ser posible controlar al animal en todo momento y que en caso de convivencia con más peces u otros animales en dicho tanque, estos no deberán alterar al paciente durante el periodo de recuperación (Stetter, 2001).

Anestesia parenteral:

Además de a través de métodos de inmersión, la anestesia se puede aplicar de manera intravenosa, intracelómica e intramuscular. Las inyecciones intravenosas de anestésico suelen dar una rápida inducción acompañada de una corta duración del efecto, aunque presenta el problema de la propia administración, ya que requiere la sujeción física del paciente o la previa administración de anestésico por otra vía para facilitar ésta. La administración intracelómica resulta efectiva, pero presenta dos desventajas, siendo una de ellas el riesgo de dañar el paquete visceral, aunque esto se puede evitar mediante una correcta técnica de administración en el ángulo adecuado (agudo y en dirección anterior). El otro inconveniente es que los tiempos de inducción varía, ya que el fármaco debe atravesar la superficie serosa. Además también es necesario la sujeción del paciente como en el caso anterior (Neiffer & Stamper, 2009).

El método parenteral más utilizado es la vía intramuscular por medio de jeringa (**Figura 13.**) o dardos. Cuando sea posible se recomienda la administración en la zona del lomo dorsal cercana a la aleta dorsal, justo por encima de la línea lateral. A menudo se pierde parte del fármaco debido a la contracción muscular, esto se puede resolver sujetando al pez y administrando el fármaco directamente en la línea media dorsal y después insertándolo directamente en un grupo muscular (Neiffer & Stamper, 2009).



Figura 13: Inyección intramuscular detrás de la aleta pectoral de una carpa koi (Smith, 2019).

En cuanto a la vía de administración enteral no suele ser utilizada en peces, excepto en el caso del metomidato los estudios de anestesia oral son escasos (Neiffer & Stamper, 2009).

Anestesia local

Los agentes anestésicos locales inhiben la propagación de potenciales de acción bloqueando los canales de sodio y modificando la función de las membranas. Estos fármacos evitan la sensación de dolor, ya que bloquean los receptores nociceptivos del paciente. Se han realizado estudios con novocaína en bacalao (*Gadus*) demostrando que reduce los reflejos de respuesta ante estímulos. También se habla del uso de lidocaína en otras especies como en la trucha arcoíris . Cuando se administra a 1 mg/kg es efectiva para reducir las reacciones adversas ante estímulos dolorosos en esta especie (Sneddon, 2012).

4.2.2 Etapas anestésicas

Las etapas anestésicas observadas en los peces son similares a las vistas en los animales domésticos. En la mayoría de las especies los animales se inducen en menos de cinco a diez minutos y pasan por una etapa de excitación, por lo que hay que tener esto en cuenta y vigilarlos atentamente para evitar que salten fuera del tanque. Dependiendo de la especie, el agente y el método utilizado, algunas de las fases pueden no ser reconocidas (Stetter, 2001).

Podemos observar las siguientes etapas anestésicas en los peces:

- Etapa 1: Sedación profunda, se da el cese del nado y pérdida de respuesta a estímulos visuales y táctiles, se alcanza un nivel adecuado para el transporte, selección o administración de medicamentos.
- Etapa 2: Cuando alcanza la narcosis profunda. Disminución de tono muscular y pérdida del equilibrio, en este punto se pueden tomar muestras de branquias y aletas.
- Etapa 3: La siguiente etapa sería la anestesia profunda, frecuencia cardíaca y respiratoria disminuidas con pérdida total de respuesta a estímulos.
 - Plano 1: Pérdida completa del equilibrio, nado y respiración lenta. Este momento se puede utilizar para la realización de procedimientos quirúrgicos menores o poco invasivos.
 - Plano 2: Movimientos de nado ausentes, respiración rápida y profunda. Momento adecuado para realizar procedimientos quirúrgicos mayores.
 - Plano 3: Sin actividad respiratoria, riesgo de muerte si no se corrige la situación.
- Etapa 4: Muerte, colapso medular, distensión espasmódica del opérculo, fallo cardíaco.

(Akinrotimi et al., 2015; de Oliveira et al., 2022; Javeriana, 2021).

4.2.3 Monitorización

Para la monitorización de procesos de corta duración como pueden ser examinación física y toma de muestras, se evalúa la profundidad anestésica del paciente por medio de la respuesta a los estímulos y la manipulación y la respiración. La respiración de los peces se evalúa observando los movimientos de apertura y cierre que realiza el opérculo que cubre las branquias. En la mayoría de los casos se asocia una correcta anestesia con una mínima respuesta ante estímulos nocivos como la toma de muestras, y una notable bajada en la frecuencia respiratoria, pero manteniendo respiraciones espontáneas. La respiración puede llegar a límites muy bajos o incluso ser inexistente, en caso de que la respiración cese no debemos alarmarnos, es necesario disminuir la concentración de agente anestésico o trasladar al paciente a un recipiente limpio de anestesia hasta que la respiración se reinicie (Noazira Wan Adnan et al., 2021).

En procedimientos de mayor duración se puede usar electrocardiografía (ECG) para medir el funcionamiento del corazón. también se pueden utilizar la ecografía y la sonda Doppler con el mismo fin (Ling et al., 2022). Para realizar el ECG, una vez el pez ha alcanzado un grado de anestesia donde el tono muscular está ausente y los movimientos operculares se encuentran reducidos procedemos a transportarlo a una esponja húmeda que tendrá una hendidura donde podremos depositar al pez con la parte ventral hacia arriba (**Figura 14**). A continuación, se insertan con cuidado los tres electrodos en la musculatura del pez a una profundidad de aproximadamente 1 mm. El electrodo rojo (+) se posiciona en la línea ventral medial a la altura del bulbo arterioso, el negro (-) se posiciona caudalmente al anterior y lateralizado entre 0.5 y 1 mm a la izquierda. El electrodo verde (referencia) se posiciona caudalmente, cerca de la región anal. (Zhao et al., 2019).

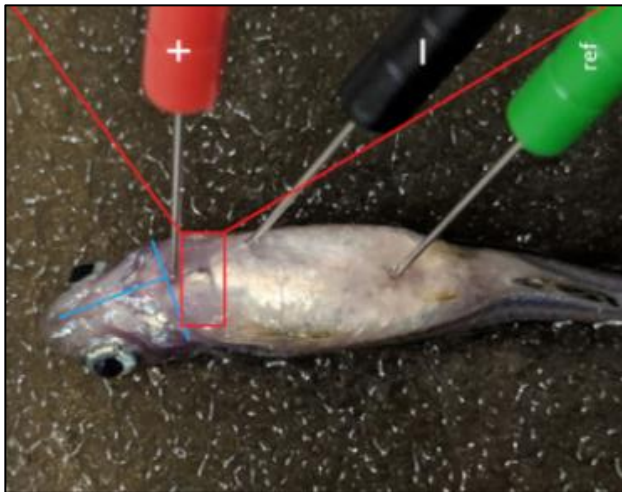


Figura 14: Realización de un ECG en pez cebra (Zhao et al., 2019).

Debemos tener presente que la fisiología cardíaca difiere entre mamíferos y peces. Las células del miocardio pueden utilizar las reservas de glucógeno para obtener energía, por lo que no dependen del aporte de glucosa sanguínea. Este hecho permite que el corazón siga realizando contracciones, aunque el paciente se encuentre clínicamente muerto. Sabiendo esto se entiende la importancia de monitorizar la frecuencia cardíaca junto con el resto de las variables para evaluar la profundidad anestésica a la que está sometido el paciente (Stetter, 2001).

Con respecto a la respiración se determina observando al animal, prestando atención a la coloración de las branquias, ya que deberían poseer un tono entre un rosa oscuro y un rojo claro. En caso de encontrarse pálidas o cianóticas nos indicarían hipoxemia, hipotensión o anemia (Vergneau-Grosset & Cruz Benedetti, 2022).

4.2.4 Fármacos

Los fármacos más utilizados en la actualidad para los baños anestésicos tanto para la inducción como para mantenimiento son el metanosulfonato de tricaina (MS-222), el eugenol y el isoeugenol. Hay que tener en cuenta que algunos autores indican que el eugenol y el isoeugenol pueden no alcanzar la analgesia necesaria para someter a los animales a estos procedimientos dolorosos. En los últimos años el propofol y la alfaxalona se han abierto paso como fármacos efectivos en baños anestésicos. Al igual que en animales terrestres se pueden utilizar fármacos por vía parenteral como los alfa-2 agonistas, por ejemplo, la dexmedetomidina y la medetomidina (Sladky & Clarke, 2016).

Metanosulfato de tricaina (MS-222):

Es el fármaco más utilizado en la anestesia para peces. Se administra por medio de la dilución de un polvo de color blanquecino que contiene el MS-222 usado para el baño anestésico. Se utiliza tanto en agua dulce como salada. Debido a que la presentación soluble es bastante estable en agua templada se suele encontrar en preparaciones de 10 mg/ml, es decir, 10 g de tricaina en 1 L de agua. Esta preparación es sensible a la luz por lo que se debe mantener en un área oscura o en un recipiente opaco (Fontana et al., 2021).

Se trata de un agente anestésico muy seguro, las dosis publicadas varían entre 25-300 mg/l aunque para la inducción generalmente se utilizan de 75-125 mg/l y para el mantenimiento 50-75 mg/l. Al igual que los protocolos anestésicos en animales domésticos es necesario tener en cuenta la edad, condición corporal y condición médica del paciente para adaptar individualmente las dosis. (Fontana et al., 2021)

También se utiliza para realizar eutanasia en peces, las dosis utilizadas son de 1g/l y el animal debe permanecer en el agua durante 15 minutos hasta que la respiración haya cesado (Perret-Thiry et al., 2022).

Este fármaco no se utiliza en mamíferos, pero se lleva usando bastante tiempo para anestesia en peces, ya que se considera seguro para los humanos. Aunque estudios recientes hablan sobre la exposición crónica al MS-222 en altas concentraciones y su relación con lesiones irreversibles de retina. Por ello es imprescindible tomar unas medidas de seguridad a la hora de administrar el fármaco, tales como no inhalar el polvo, uso de guantes durante su manipulación y lavado de manos tras su uso (Martins et al., 2018).

Eugenol (aceite de clavo):

Utilizado con frecuencia en las carpas koi y las truchas arcoíris. Se hace una preparación de 100 mg/ml diluyendo el aceite 1:10 en etanol al 95%. Esta alternativa a otros agentes anestésicos es fácil de adquirir y mucho más barata, lo que hace que sea junto con el MS-222 uno de los anestésicos más usados en peces (Park, 2019).

A pesar de su común uso como anestésico se han realizado estudios recientes en los que, por medio de monitorización cardiológica como ECG (electrocardiograma) y monitorización de la actividad cerebral, al aplicar este agente *in vivo*, ha tenido efectos tóxicos y asociado a hiperexcitabilidad neuronal. Debido a los resultados de este estudio, donde se valora la toxicidad cerebral del elemento, se pone en duda el uso del eugenol como anestésico general en peces, aunque hay que tener en cuenta que su uso está tan extendido que puede ser difícil sustituirlo por otro anestésico (Barbas et al., 2021).

Alfaxalona:

La alfaxalona es un neuroesteroide que produce anestesia general mediante la modulación de los receptores GABA_A (Ácido gamma-aminobutírico). Este fármaco se usa con frecuencia en gatos, perros, anfibios y mamíferos marinos. Está demostrado que la alfaxalona produce anestesia mediante baños de inmersión en distintas especies de peces, entre ellas la carpa koi y el pez óscar (*Astronotus ocellatus*). Sin embargo, hay estudios que demuestran que este fármaco también funciona como anestésico mediante inyección intramuscular. Esto lo convierte en una herramienta anestésica muy útil, puesto que los baños de inmersión son prácticos para peces pequeños, sin embargo, para peces muy grandes o difíciles de aislar, la vía IM se convierte en una mejor opción (Bailey et al., 2014; Bugman et al., 2016).

Isoflurano:

Su uso es limitado en peces, aunque combinado con MS-222 ha demostrado aumentar su efecto anestésico. Esta combinación aporta varios beneficios, puesto que estudios realizados en el pez cebra el MS-222, pese a su extendido uso, reduce la frecuencia cardíaca y en periodos anestésicos largos tiene una alta mortalidad. Sin embargo, cuando se combina con el Isoflurano no solo se ofrecen tiempos más largos y seguros de anestesia, sino que también mejora la recuperación post anestésica del pez.

Según algunos autores es efectivo tanto en agua salada como dulce y las dosis que se manejan para la inducción son de 0,4-0,75 centímetros cúbicos (cc) de isoflurano por litro de agua y el mantenimiento se realiza con una dosis de 0,25 cc de isoflurano por litro de agua (Collymore et al., 2014; Huang et al., 2010).

Ketamina-medetomidina:

Aunque es raro utilizar agentes inyectables a modo de anestesia en peces, en la actualidad se está utilizando una combinación de ketamina con medetomidina en algunas especies de tiburones. Se combinan ambas en un mismo bolo que se administra vía intramuscular (IM). El uso de este método está reservado para animales que son demasiado grandes para contenerlos en un tanque con un baño anestésico o son demasiado difíciles de trasladar debido a que el tanque donde normalmente residen es de grandes dimensiones. Las dosis de medetomidina usadas son de 60-80 µg/Kg junto con ketamina a 5 mg/Kg. Estos pueden revertirse utilizando atipamezol 0,15-0,4 mg/Kg (Martins et al., 2018; Yang et al., 2019).

Propofol:

Este agente anestésico se utiliza frecuentemente en animales terrestres e incluso en medicina humana, pero se lleva usando desde hace relativamente poco en peces. Se trata de un anestésico de acción corta que no presenta capacidad analgésica.

Es un agente anestésico en auge para el uso de baños de inmersión, debido a que diversos estudios han demostrado que el cerebro de los peces cuenta con receptores GABA_A sobre los que actúa este agente (Gholipourkanani & Ahadizadeh, 2013; Oda et al., 2018).

Se han realizado estudios en diferentes especies de peces, como por ejemplo en *Cardissus anaturisu*, con buenos resultados, aunque es necesario anotar las posibles diferencias entre especies y dosis, ya que algunos estudios se habla de la hipotensión sistémica causada por este fármaco durante su uso en peces (Gholipourkanani & Ahadizadeh, 2013).

Un estudio realizado en carpas koi y en otro realizado en la trucha arcoíris, habla sobre la seguridad de este fármaco como uso anestésico en estas especies. No obstante, hay que tener en cuenta que reduce notablemente la capacidad ventilatoria de las branquias, por lo tanto, es esencial mantener una correcta monitorización en los procesos de larga duración (Gholipourkanani & Ahadizadeh, 2013; Oda et al., 2018).

4.2.5 Recuperación

La recuperación se consigue por medio del traslado del paciente a un tanque con agua sin ningún agente anestésico. Se crea un flujo con el agua y la boca del pez se orienta hacia el mismo. Si el animal no está respirando por su cuenta se le empuja en dirección al flujo con la boca abierta para ayudar a pasar el agua limpia a través de las branquias. Es importante evitar realizar movimientos hacia atrás porque puede dañar la estructura branquial. Según se va recuperando, la frecuencia respiratoria comienza a aumentar y recupera la sensibilidad a estímulos, así como el movimiento de las aletas. Este proceso no debería tomar más de diez minutos, si el tiempo es superior indica un uso excesivo de anestesia o un paciente médicamente comprometido (Stetter, 2001).

4.3 Analgesia

Aunque el debate sobre si los peces sufren dolor o no sigue estando abierto en la comunidad científica, hay un gran grupo de autores que defienden que los peces sí experimentan dolor y que la analgesia en estos procedimientos es necesaria, a pesar de que las investigaciones sobre sus efectos y seguridad en peces son limitadas. Aunque la literatura publicada sea escasa, la analgesia comúnmente utilizada en estos procesos se realiza con fármacos opioides junto con AINEs (Antiinflamatorios no esteroideos). Hay que tener en cuenta que las dosis para estos analgésicos son desconocidas para la mayoría de especies y que para aquellas que sí son conocidas varían notablemente entre unas y otras, este hecho hace que su uso en la actualidad sea meramente empírico (Sladky & Clarke, 2016).

Los peces responden a estímulos químicos, hidrodinámicos, acústicos, térmicos, lumínicos, eléctricos y mecánicos. Estos cambios se detectan a través de los órganos sensoriales que se encuentran en la piel de los peces y otras localizaciones del cuerpo. Se pueden observar las reacciones agudas y crónicas de estrés en los peces, ya que se mueven y reaccionan de manera que se retiran cuando se exponen a estímulos adversos. Existen pruebas bioquímicas de que los peces sufren dolor. En teleosteos se han encontrado proteínas con gran afinidad a los benzodiazepinas similares a las subunidades alfa de los receptores GABA-benzodiazepina encontradas en mamíferos. La presencia de este tipo de receptores es un punto a favor de las corrientes que abogan por la medicación analgésica en estos animales cuando son expuestos a un tratamiento doloroso. En peces como la trucha arcoíris y el bacalao han presentado respuesta a estímulos dolorosos y han sido identificadas zonas nociceptivas (Machin, 2001).

4.3.1 Fármacos

Morfina:

Es un agonista puro de los receptores mu-opioides, muy utilizado en veterinaria y el analgésico más estudiado en peces, que ha demostrado tener efectos beneficiosos en estos animales (Martins et al., 2019). Se ha observado que algunos teleósteos más desarrollados tienen receptores opioides, por lo tanto, su uso está justificado para el control del dolor en estos animales. En algunos casos la administración de morfina reduce notablemente comportamientos asociados al dolor en especies como el pez dorado (*Carassius auratus*), la carpa koi la trucha arcoíris y pez cebra. Los parámetros fisiológicos también se han visto favorecidos, ya que bloquea la respuesta cardiaca a estímulos nocivos y reduce la frecuencia respiratoria que suele encontrarse elevada al exponerse a situaciones de estrés, aunque esto último debe mantenerse bajo estricta monitorización, ya que puede presentar un problema. Al igual que en mamíferos la morfina también presenta efectos adversos en peces, los más destacados son estreñimiento y el desarrollo de tolerancia (Chatigny et al., 2018; Rodrigues et al., 2019).

Burtofanol:

Es un agonista de los receptores kappa-opioides y un antagonista de los receptores mu-opioides, lo que hace que sus capacidades analgésicas se vean más limitadas. Aún así ha demostrado tener efecto analgésico en larvas de pez cebra ya que su administración reduce la aversión termal y los cambios de comportamiento que produce el ácido acético. Sin embargo, este fármaco ha demostrado no ser útil en trucha arcoíris, aunque si ha generado efectos secundarios como disminución de las frecuencias cardíacas y respiratorias durante 4 a 5 días tras la anestesia (Chatigny et al., 2018; Martins et al., 2019).

AINES:

Los estudios realizados con el uso de estos fármacos para conseguir la analgesia en peces han demostrado, no ser de gran efectividad en estos animales. En algunas especies como la trucha arcoíris se ha utilizado el carprofeno, aunque sin resultados destacables (Chatigny et al., 2018; Martins et al., 2019).

4.4 Cirugía

4.4.1 Preparación quirúrgica

Una vez el paciente se encuentra debidamente anestesiado o sedado se prepara el campo quirúrgico. Al contrario que los animales terrestres, los peces no necesitan una gran preparación prequirúrgica, sin embargo, al igual que en las cirugías realizadas en cualquier otro tipo de animales, la asepsia y esterilidad será importante durante la preparación y durante todo el procedimiento (Sladky & Clarke, 2016).

Se debe preparar un área quirúrgica limpia y estéril. Colocar al paciente en una posición segura es muy importante, suelen utilizarse bloques de gomaespuma de diferentes tamaños para crear un espacio que sostenga al paciente. Este material es mínimamente abrasivo para la piel de los peces y tiene la ventaja de ser absorbente, por lo que ayuda a mantener la piel del pez húmeda (Sladky & Clarke, 2016).

Una vez que el pez está posicionado de manera segura se procede a preparar el lugar de la incisión. Todas las especies de peces tienen una capa mucosa que cubre el cuerpo, esta capa actúa a modo de protección externa, conteniendo inmunoglobulinas e interviniendo en la osmorregulación. Esta información debe tenerse en cuenta a la hora de aplicar yodados, clorhexidina u alcohol en la zona de incisión, ya que estos químicos pueden alterar la composición de esta capa mucosa en las zonas donde no se va a realizar la incisión e irritar la piel. Sabiendo esto, la práctica habitual es el uso de suero salino al 0,9% para limpiar con suavidad la zona de incisión (Weber et al., 2009). En algunas especies que poseen escamas de gran tamaño es necesario retirar alguna de ellas para poder facilitar la incisión. Esto se realiza por medio de fórceps, previamente esterilizados, que agarran y aseguran el borde libre de la escama para ejercer presión en sentido caudal y escindir la de su lugar de inserción (Brattelid & Smith, 2000).

El material quirúrgico escogido dependerá del tamaño del pez, por lo general se utilizan los mismos materiales que en mamíferos domésticos para peces de tamaño mediano y grande y se utilizan packs de microcirugía y oftálmicos para las especies más pequeñas. En cualquier caso, se suelen usar lentes de magnificación, como lupas o gafas adaptadas para observar con mayor precisión la labor realizada (Brattelid & Smith, 2000). Además, se pueden utilizar microscópicos quirúrgicos como el VITOM (Video Telescopic Operating Microscope) (**Figura 15**), que se usa para realizar cirugía endoscópica y que a pesar de ser una inversión económica importante ofrece grandes ventajas sobre las lupas de aumento, ya que es más ergonómico y permite una fácil foto-documentación (Mylniczenko, 2021).

Figura 15: Sistema VITOM
Preparado para realizar una
celiotomía exploratoria
(Mylniczenko, 2021)



4.4.2 Aproximación quirúrgica general

Una vez el área está preparada, se cubre el pez con un plástico adhesivo que puede adaptarse al tamaño del animal. La incisión se realiza directamente a través del plástico y atravesando la piel. Que el paño de campo sea transparente tiene como ventaja que nos permite una visualización constante del paciente y el material plástico promueve la retención de la humedad durante los procedimientos más largos. Para acceder de manera adecuada a la cavidad abdominal se recomienda hacer una incisión lo suficientemente larga como para tener una correcta visualización de la mayoría de los órganos que se encuentran en la cavidad. En algunas especies como las carpas koi existe una banda cartilaginosa en la zona pectoral, el cinturón pélvico óseo, asociado a las aletas pectorales, por lo tanto es mejor realizar la incisión con unas tijeras (Baker et al., 2013).

Para facilitar el acceso se suelen utilizar retractores de plástico como el *Lone Star*, *Stafford*, *Gelpi*, *TX*.... Son útiles para retirar la piel y los músculos subcutáneos, ya que estos tienden a invertirse y en definitiva a obstruir el campo de visión. Éstos se pueden adaptar al paciente de diferentes tamaños, además son ligeros, lo que facilita su colocación, sobre todo en pacientes de pequeño tamaño. (Mylniczenko, 2021; Stevens et al., 2019)

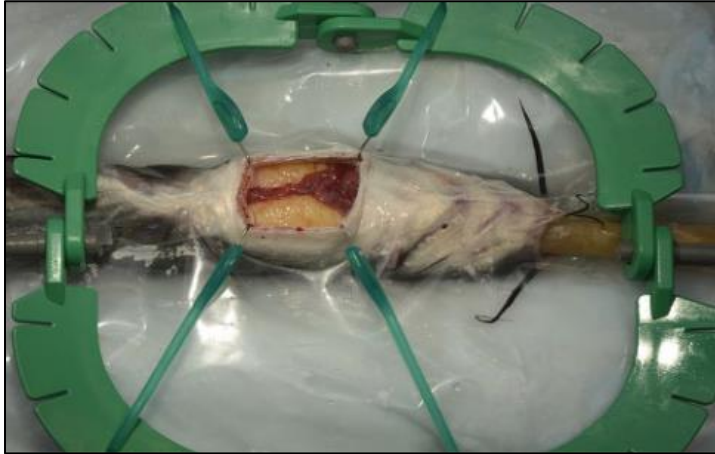


Figura 16: Un retractor autorretenedor colocado para realizar una celiotomía exploratoria en un pez gato americano (*Ictalurus punctatus*) (Bennett & Pye, 2022)

Una vez se realiza la apertura de la cavidad abdominal se puede realizar hemostasis por medio de dispositivos cauterizadores. Hay que tener en cuenta el potencial daño que se puede ocasionar con estos dispositivos en los tejidos adyacentes, sobre todo en los pacientes de menor tamaño (Stevens et al., 2019).

Para cerrar la incisión puede que necesitemos una o dos capas de suturas, dependiendo principalmente del tamaño del pez. El material más usado es monofilamento sintético reabsorbible, ya que de este modo la reacción del tejido es mínima y se potencia la capacidad de sujeción de la sutura. A diferencia de la piel de mamíferos, el sistema inmune no degrada del todo la sutura reabsorbible y se queda intacta por semanas o meses. El patrón de sutura puede ser continuo o interrumpido (Baker et al., 2013)

Figura 17: Celiotomía exploratoria en carpa koi cerrada con patrón simple interrumpido con sutura 4-0 PDS II trece días después de la cirugía (Smith, 2019).



4.4.3 Principales procedimientos quirúrgicos

Curación de heridas abiertas:

Para desbridar las heridas seguimos los mismos principios que en mamíferos. Debemos eliminar los tejidos necróticos y limpiar las escamas y suciedad que pueda haber en la herida y en el tejido de alrededor. Al igual que en mamíferos cerramos con suturas las heridas una vez realizados los pasos anteriores. La curación de la herida depende en gran parte del ambiente, si se trata de un pez de medios fríos, tardará más en curar. Mantener el acuario en la temperatura más alta dentro del rango natural de la especie en cuestión ayuda a acelerar el proceso de curación (Bennett & Pye, 2022).

En el caso de ulceración, donde no sea posible realizar una sutura, hay que buscar el origen etiológico del problema y solucionarlo. Esto puede deberse a tratamientos del acuario, exposición a determinados productos químicos o corrientes eléctricas. En estos casos se puede utilizar beclapermin en gel, se trata de un factor de crecimiento plaquetario que mejora el crecimiento cutáneo. Se recomienda lavar previamente la herida con suero salino y desbridar el tejido necrótico para crear márgenes frescos, se vuelve a lavar con suero salino para después aplicar el gel en la herida durante 60 segundos. Para acelerar el proceso de curación se puede aplicar gel de aloe vera o miel de manuka cada cuatro días con un contacto de tres minutos sobre la herida (Ang et al., 2021; Bennett & Pye, 2022).

Escisión de masa en el integumento:

Es la práctica más común entre los procesos quirúrgicos en peces. La escisión completa de las masas puede ser muy complicada debido a que el integumento en peces no tiene naturaleza elástica. Aunque puede resultar sencillo eliminar estas masas a nivel de la dermis, la complicación aparece cuando se necesita realizar una escisión total de la masa en profundidad, ya que, en el momento de realizar las suturas, los tejidos no ceden. A esto hay que añadirle que la mayoría de las masas en piel en peces están relacionadas con una causa vírica (Groff, 2004).

Cuando se retira tejido en profundidad se requiere una cicatrización por segunda intención y cobertura con antimicrobianos ya que existe un gran riesgo de que la herida sea invadida por microorganismos oportunistas. Se puede utilizar electro-cauterización tanto para la hemostasis como para la escisión del tejido anormal (Boylan, 2020).

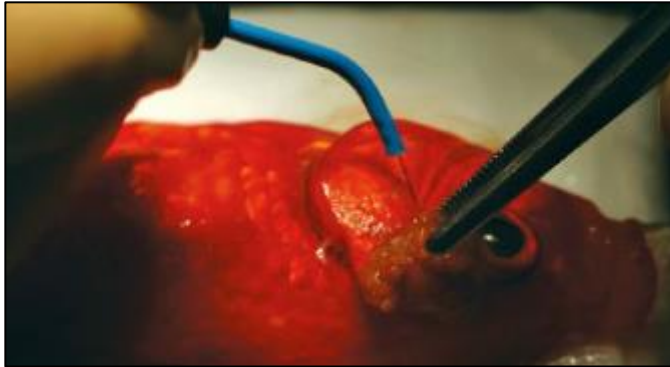


Figura 18: Escisión de masa integumentaria en pez dorado (Mylniczenko, 2021).

Escisión de masa intracelómica:

Las masas intracelómicas pueden estar asociadas a cualquier sistema orgánico, aunque suelen estar relacionadas con el aparato reproductor, el hígado o la vejiga natatoria. Nos podemos ayudar del diagnóstico por imagen como ecografías, TC (Tomografía computarizada) y fluoroscopia para poder determinar qué sistema es el que se ve afectado por la masa, aunque suele ser necesaria una laparotomía para confirmarlo. En teleósteos se realiza una aproximación ventral como hemos descrito anteriormente (Raidal et al., 2006).

Es necesario usar retractores para poder visualizar la masa y el aparato al que se encuentran asociadas, asimismo se puede comprobar si es invasiva o si hay metástasis. Podemos utilizar electro-cauterización, clips y ligaduras para conseguir la hemostasis antes y durante la extracción. Suele ser necesaria la disección roma del tejido blando que rodea las masas. En algunos casos donde se ve afectada la vejiga natatoria es necesario realizar una resección parcial de la misma que se cerrará utilizando una sutura doble de patrón invertido como una Cushing-Connell. En las especies con una vejiga natatoria bilobada hay que preservar la integridad de ambos lóbulos, ya que de lo contrario puede acarrear problemas en la flotación del animal (Lewisch et al., 2014).

La piel se debe cerrar como se ha indicado anteriormente y debemos tomar muestras de todas las masas para su posterior estudio. Un ejemplo de este tipo de cirugía se llevó a cabo en una carpa koi que presentaba letargia y anorexia causadas por una obstrucción anal. se realizó una biopsia que reveló que la masa era de origen protozoario (*Thelohanellus kitauei*), por lo tanto, la decisión fue realizar una eliminación quirúrgica de la masa tal y como hemos explicado. Tras la cirugía y la cura de la herida quirúrgica el animal alcanzó la recuperación clínica total a los 14 meses (Shin et al., 2011).

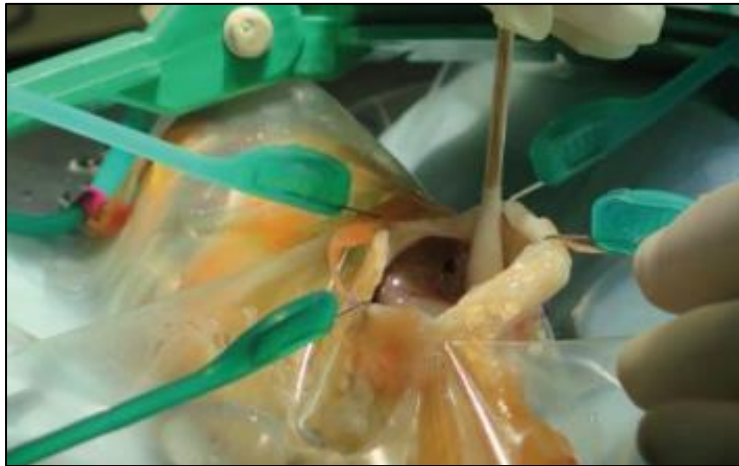


Figura 19: Incisión de la cavidad abdominal en *Carassius auratus*. Se está utilizando un retractor *Lone Star* para facilitar la visualización de la cavidad abdominal y su contenido (Bennett & Pye, 2022).

Extracción de cuerpos extraños:

La ingestión de cuerpos extraños es común en elasmobranquios y en algunos teleósteos. Estos peces suelen ingerir elementos que se encuentran en los acuarios como el substrato, materiales del tanque, plantas de plástico y otros materiales utilizados para enriquecimiento ambiental. La aproximación para la extracción de estos cuerpos es similar en elasmobranquios y en teleósteos (Lécu et al., 2011).

Es necesario realizar pruebas de imagen previas a la cirugía para lograr una correcta localización del cuerpo extraño. Se deben administrar también antibióticos prequirúrgicos y analgesia, ya que se puede dar contaminación de la cavidad celómica con contenido gastrointestinal. Una vez realizada la preparación prequirúrgica se procede a realizar una incisión en la línea media ventral que puede incorporar o no el cinturón pélvico óseo, dependiendo del órgano donde se localice el cuerpo extraño. Una vez se localiza la porción gastrointestinal donde se encuentra el cuerpo extraño se realizan dos suturas de fijación a cada lado del lugar de incisión y el órgano se eleva con cuidado fuera de la cavidad celómica (Lécu et al., 2011).

Se realiza la incisión en la localización del cuerpo extraño y se retira. Si se encuentra comprometida la integridad vascular del aparato gastrointestinal se puede realizar una resección del tejido debilitado seguido de una posterior anastomosis. Tal y como se haría en mamíferos se cierra utilizando monofilamento reabsorbible realizando una doble sutura con patrón invertido como el Cushing-Connell. La segunda sutura se realiza sobre la primera. Para comprobar la integridad de la sutura se puede inyectar suero salino en el aparato gastrointestinal y comprobar si existe alguna fuga. Una vez se compruebe que no existen fugas se puede limpiar la cavidad celómica con varios lavados a base de suero salino. El cierre de la cavidad celómica se realiza como hemos indicado en procedimientos anteriores (Sladky & Clarke, 2016).

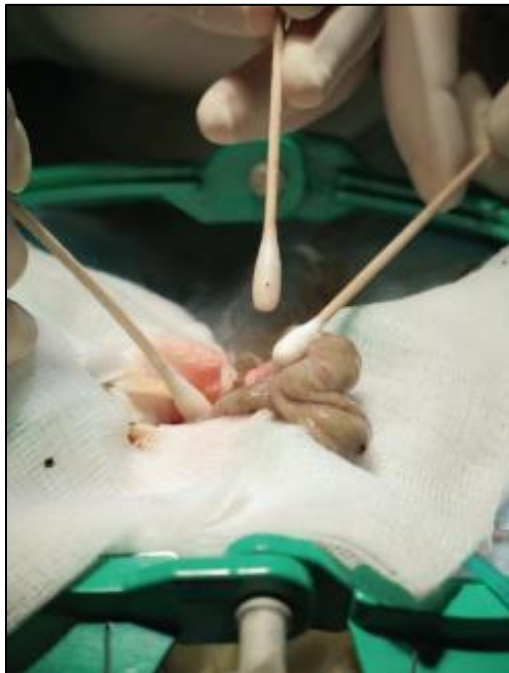


Figura 20: Intestino de *Carassius auratus* durante una intervención por cuerpo extraño. El intestino se encuentra exteriorizado de la cavidad abdominal y reposa sobre gasas húmedas en el campo quirúrgico para preservar su estructura. Presenta impactación. (Bennett & Pye, 2022).

Ovariectomía:

Las ovariectomías pueden ser útiles en casos donde se quiera mantener un control de la población en los acuarios, también se pueden realizar para estudios de endocrinología, fisiología de la reproducción y comportamientos. En los teleósteos, una vez el animal está anestesiado, se dispone en decúbito latero lateral y se realiza una incisión ventral que debe comenzar a la altura de las aletas pectorales y extenderse desde la zona craneal al ano. El gran tamaño de esta incisión se debe a que los ovarios son de grandes dimensiones. De esta manera obtenemos un campo de visión que nos permite extraer las gónadas sin comprometer la integridad de los vasos que las alimentan. Hay que intentar no dejar nada de material ovárico en la cavidad celómica, que debe ser limpiada con suero salino. (Baker et al., 2013)

Una vez extraídos fuera de la cavidad encontraremos los vasos en la parte craneal del órgano y procederemos a ligarlos por medio de clips o sutura de monofilamento reabsorbible. Cuando se hayan extraído comprobaremos que no haya sangrado y procedemos a cerrar la cavidad celómica como hemos explicado en casos anteriores (Baker et al., 2013).

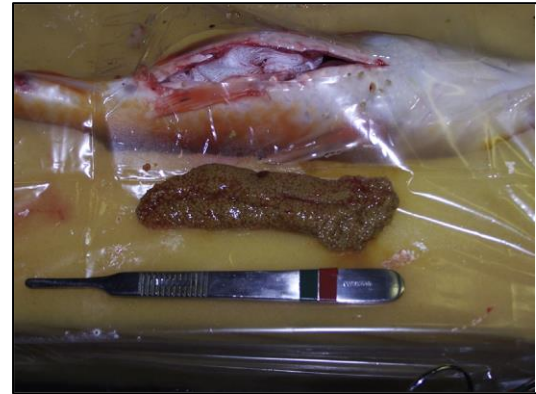
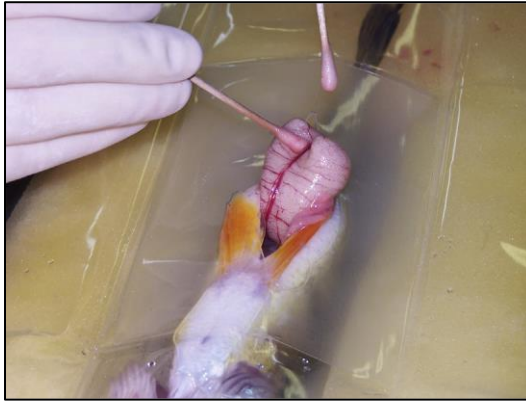


Figura 21: Imagen de los ovarios de una carpa koi expuestos durante una ovariectomía (izquierda). Imagen post ovariectomía del mismo paciente, donde se observa la masa ovárica izquierda extraída derecha) (Sladky & Clarke, 2016).

Los tumores tanto de ovario como testiculares están descritos diferentes especies como en carpa koi y se considera que la gonadectomía es curativa en diferentes especies de teleósteos, aunque alguno de estos tumores puede haberse extendido de manera invasiva por el resto de la cavidad abdominal, complicando su eliminación (Bennett & Pye, 2022).

Cirugía oftálmica

La enucleación es una cirugía muy común en peces de acuario, normalmente supone pocos cambios comportamentales en los peces, aunque hay que tener en cuenta que en tanques con un gran número de individuos o individuos agresivos puede causar estrés y ataques al pez operado. En estas circunstancias es mejor recurrir a la curación por segunda intención del ojo afectado (Smith, 2019).

En caso de no quedar otra opción, como en una neoplasia ocular se debe realizar la enucleación. Esta intervención es muy similar a la realizada en grandes vertebrados, con la diferencia anatómica de que no presentan párpados funcionales. Para la realización de esta intervención se requiere la administración de analgésicos locales en los músculos

oculares periféricos que serán los que deban ser cortados. La inserción de los músculos extraoculares se puede cortar con un pequeño bisturí o unas tijeras curvas. Si no se ha prolapsado aún el contenido ocular se puede aspirar previamente para facilitar la enucleación. La herida quirúrgica se deja curar por segunda intención y en unos pocos meses se debe formar el tejido cicatricial si no hay complicaciones (Smith, 2019)

4.4.4 Otros procedimientos quirúrgicos

Implante de radiotransmisores:

Esta cirugía se usa comúnmente en peces para llevar a cabo investigaciones, sobre todo en especies amenazadas y también para estudios de comportamiento, movimiento, migración, temperatura corporal, etc. El neurotransmisor debe pesar menos del 2% del peso del animal. Para realizar una colocación intraabdominal se realiza una apertura ventral del diámetro del transmisor. Es conveniente realizar suturas que fijen el dispositivo a la pared abdominal interna para evitar que migre. Aunque el implante quirúrgico de estos dispositivos es el método más utilizado hay que asegurarse de que no tienen un efecto negativo en los animales, ya que podría afectar los estudios a realizar, alterando el comportamiento o provocando modificaciones fisiológicas. Teniendo en cuenta esto se han realizado estudios en pez gato gigante (*Pangasianodon gigas*) obteniendo buenos resultados con respecto al bienestar de los animales, aunque en algunos casos los transmisores han migrado o ha sido difícil su recuperación (Luo et al., 2013; Mitamura et al., 2006).

Estabilización mandibular:

Se ha conseguido realizar esta cirugía con éxito en arowanas (*Scleropages formosus*). Se colocan dos agujas de 19 gauges en cada lado de la mandíbula y se pasa una barra de acero inoxidable ortopédica a través de los orificios realizados con las agujas y se ajustan para estabilizar la fractura. (Bennett & Pye, 2022).

Ablación de pseudobranquias

Se considera esta intervención para la enfermedad de la burbuja ocular en peces que no responden al tratamiento médico. La pseudobranquia aporta sangre altamente oxigenada al ojo. Para acceder a ella se levanta el opérculo y se procede a su ablación por medio de electrocirugía en la base del filamento primario.

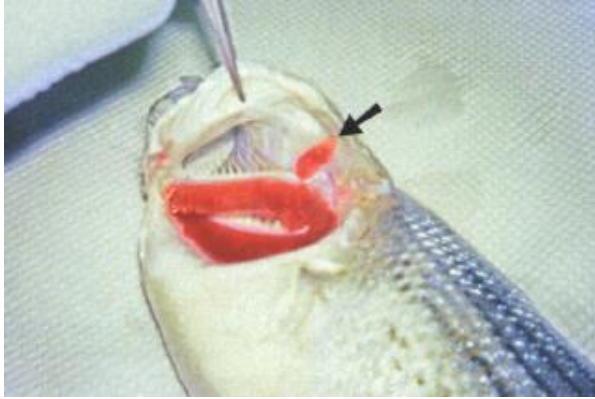


Figura 22: Pseudobranquia de una lubina rayada (*Morone saxatilis*) marcada por la flecha (Wildgoose & British Small Animal Veterinary Association., 2001).

5. Conclusiones

- La acuicultura, la investigación y la acuariofilia son sectores que cada vez están ganando una mayor importancia a nivel global. Esto hace que el papel del veterinario sea más importante en esta área de trabajo.
- Los datos disponibles parecen confirmar que, al igual que vertebrados superiores, los peces son capaces de sentir dolor debido a la presencia de nociceptores que les permiten captar diferentes estímulos dolorosos.
- Para la realización de procedimientos potencialmente dolorosos o estresantes como pueden ser manipulación, cirugías, etc. Es necesario aplicar un protocolo anestésico y analgésico adecuado para realizar dichos procedimientos de manera humanitaria.
- Existen un gran número de intervenciones quirúrgicas que se pueden realizar en peces, para los cuales es necesario tener un buen conocimiento de su anatomía, disponer de los materiales adecuados y tener en cuenta las principales diferencias con animales terrestres.

6. Bibliografía

- Abdelrahman, H., ElHady, M., Alcivar-Warren, A., Allen, S., Al-Tobasei, R., Bao, L., Aquaculture Genomics, G. n. a. B. W. (2017). Erratum to: Aquaculture genomics, genetics and breeding in the United States: current status, challenges, and priorities for future research. *BMC Genomics*, 18(1), 235. <https://doi.org/10.1186/s12864-017-3614-9>
- Akinrotimi, O. A., Ujagwun, U., Gabriel, & Edun, O. M. (2015). The Efficacy of Clove Seed Extracts as an Anaesthetic Agent and Its Effect On Haematological Parameters of African Catfish. In (Vol. 1, pp. 42-47): International Journal of Aquaculture and Fishery Science.
- Álvarez, J. (2022). *Animales con respiración branquial ¿Cuáles y cómo son?* <https://proyectotierra.org/animales-con-respiracion-branquial/>
- Ang, J., Pierezan, F., Kim, S., Heckman, T. I., Sebastiao, F. A., Yazdi, Z., Soto, E. (2021). USE OF TOPICAL TREATMENTS AND EFFECTS OF WATER TEMPERATURE ON WOUND HEALING IN COMMON CARP (*J Zoo Wildl Med*, 52(1), 103-116. <https://doi.org/10.1638/2020-0072>
- Bailey, K. M., Minter, L. J., Lewbart, G. A., Harms, C. A., Griffith, E. H., & Posner, L. P. (2014). Alfaxalone as an intramuscular injectable anesthetic in koi carp (*Cyprinus carpio*). *J Zoo Wildl Med*, 45(4), 852-858. <https://doi.org/10.1638/2014-0056.1>
- Baker, T. R., Baker, B. B., Johnson, S. M., & Sladky, K. K. (2013). Comparative analgesic efficacy of morphine sulfate and butorphanol tartrate in koi (*Cyprinus carpio*) undergoing unilateral gonadectomy. *J Am Vet Med Assoc*, 243(6), 882-890. <https://doi.org/10.2460/javma.243.6.882>
- Barbas, L. A. L., Torres, M. F., da Costa, B. M. P. A., Feitosa, M. J. M., Maltez, L. C., Amado, L. L., Hamoy, M. (2021). Eugenol induces body immobilization yet evoking an increased neuronal excitability in fish during short-term baths. *Aquat Toxicol*, 231, 105734. <https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2020.105734>
- Bennett, R. A., & Pye, G. W. (2022). *Surgery of exotic animals* (First edition. ed.). Wiley-Blackwell.
- Boylan, S. (2020). Geriatric Freshwater and Marine Fish. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 23(3), 471-484. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2020.05.001>
- Brattelid, T., & Smith, A. J. (2000). Methods of positioning fish for surgery or other procedures out of water. *Lab Anim*, 34(4), 430-433. <https://doi.org/10.1258/002367700780387660>
- Bugman, A. M., Langer, P. T., Hadzima, E., Rivas, A. E., & Mitchell, M. A. (2016). Evaluation of the anesthetic efficacy of alfaxalone in oscar fish (*Astronotus ocellatus*). *Am J Vet Res*, 77(3), 239-244. <https://doi.org/10.2460/ajvr.77.3.239>
- Chatigny, F., Creighton, C. M., & Stevens, E. D. (2018). Updated Review of Fish Analgesia. *J Am Assoc Lab Anim Sci*, 57(1), 5-12.
- Collymore, C., Tolwani, A., Lieggi, C., & Rasmussen, S. (2014). Efficacy and safety of 5 anesthetics in adult zebrafish (*Danio rerio*). *J Am Assoc Lab Anim Sci*, 53(2), 198-203.
- de Oliveira, I. C., Oliveira, R. S. M., Lemos, C. H. D. P., de Oliveira, C. P. B., Felix E Silva, A., Lorenzo, V. P., Copatti, C. E. (2022). Essential oils from *Cymbopogon citratus* and *Lippia sidoides* in the anesthetic induction and transport of ornamental fish *Pterophyllum scalare*. *Fish Physiol Biochem*. <https://doi.org/10.1007/s10695-022-01075-3>
- Dos Santos, A. C., Junior, G. B., Zago, D. C., Zeppenfeld, C. C., da Silva, D. T., Heinzmann, B. M., da Cunha, M. A. (2017). Anesthesia and anesthetic action mechanism of essential oils of *Aloysia triphylla* and *Cymbopogon flexuosus* in silver catfish (*Rhamdia quelen*). *Vet Anaesth Analg*, 44(1), 106-113. <https://doi.org/10.1111/vaa.12386>
- Fontana, B. D., Alnassar, N., & Parker, M. O. (2021). Tricaine Methanesulfonate (MS222) Has Short-Term Effects on Young Adult Zebrafish (*Front Behav Neurosci*, 15,

686102. <https://doi.org/10.3389/fnbeh.2021.686102>
- Froese, R. a. D. P. (2022). *Fish Base*. <https://www.fishbase.de/home.htm>
- Gholipourkanani, H., & Ahadzadeh, S. (2013). Use of propofol as an anesthetic and its efficacy on some hematological values of ornamental fish *Carassius auratus*. *Springerplus*, 2(1), 76. <https://doi.org/10.1186/2193-1801-2-76>
- Groff, J. M. (2004). Neoplasia in fishes. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 7(3), 705-756, vii. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2004.04.012>
- Hickman, C. P., Roberts, L. S., Keen, S. L., & Larson, A. (2008). Integrated Principles Of Zoology. *McGraw-Hill Higher Education*, 14, 525-528.
- Hoseini, S. M., Taheri Mirghaed, A., Pagheh, E., Hoseinifar, S. H., & Van Doan, H. (2022). Anesthesia of rainbow trout with citronella: Efficacy and biochemical effects. *J Exp Zool A Ecol Integr Physiol*, 337(3), 227-237. <https://doi.org/10.1002/jez.2560>
- Huang, W. C., Hsieh, Y. S., Chen, I. H., Wang, C. H., Chang, H. W., Yang, C. C., . . . Chuang, Y. J. (2010). Combined use of MS-222 (tricaine) and isoflurane extends anesthesia time and minimizes cardiac rhythm side effects in adult zebrafish. *Zebrafish*, 7(3), 297-304. <https://doi.org/10.1089/zeb.2010.0653>
- Javeriana, U. (2021). Procedimiento operativo estándar. Programa de atención a peces cebra (*Danio rerio*). In.
- Lewis, E., Reifinger, M., Schmidt, P., & El-Matbouli, M. (2014). Ovarian tumor in a koi carp (*Cyprinus carpio*): Diagnosis, surgery, postoperative care and tumour classification. *Tierarztl Prax Ausg K Kleintiere Heimtiere*, 42(4), 257-262.
- León, P. (2019). Práctica de laboratorio: Disección de un pez óseo.
- Ling, D., Chen, H., Chan, G., & Lee, S. M. (2022). Quantitative measurements of zebrafish heartrate and heart rate variability: A survey between 1990-2020. *Comput Biol Med*, 142, 105045. <https://doi.org/10.1016/j.compbiomed.2021.105045>
- Luo, H. W., Duan, X. B., Liu, S. P., & Chen, D. Q. (2013). [Effects of transmitter's surgical implantation on fish: research progress]. *Ying Yong Sheng Tai Xue Bao*, 24(4), 1160-1168.
- Lécu, A., Herbert, R., Coulier, L., & Murray, M. J. (2011). Removal of an intracoelomic hook via laparotomy in a sandbar shark (*Carcharhinus plumbeus*). *J Zoo Wildl Med*, 42(2), 256-262. <https://doi.org/10.1638/2009-0067.1>
- Machin, K. L. (2001). Fish, amphibian, and reptile analgesia. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 4(1), 19-33. [https://doi.org/10.1016/s1094-9194\(17\)30048-8](https://doi.org/10.1016/s1094-9194(17)30048-8)
- Martins, T., Diniz, E., Félix, L. M., & Antunes, L. (2018). Evaluation of anaesthetic protocols for laboratory adult zebrafish (*Danio rerio*). *PLoS One*, 13(5). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0197846>
- Martins, T., Valentim, A., Pereira, N., & Antunes, L. M. (2019). Anaesthetics and analgesics used in adult fish for research: A review. *Lab Anim*, 53(4), 325-341. <https://doi.org/10.1177/0023677218815199>
- Mitamura, H., Mitsunaga, Y., Arai, N., & Viputhanumas, T. (2006). Comparison of two methods of attaching telemetry transmitters to the Mekong giant catfish, *Pangasianodon gigas*. *Zoolog Sci*, 23(3), 235-238. <https://doi.org/10.2108/zsj.23.235>
- Mylniczenko, N. D. (2021). *Clinical guide to fish medicine*. Wiley-Blackwell. <https://doi.org/https://doi.org/10.1002/9781119259886.ch1>
- Neiffer, D. L., & Stamper, M. A. (2009). Fish sedation, analgesia, anesthesia, and euthanasia: considerations, methods, and types of drugs. *ILAR J*, 50(4), 343-360. <https://doi.org/10.1093/ilar.50.4.343>
- Noazira Wan Adnan, W., Abu Seman, N. J., Karim, N. U., Jasmani, S., Husna Yusoff, N. A., & Hassan, M. (2021). Anaesthetic Efficiency of. *Pak J Biol Sci*, 24(7), 756-764. <https://doi.org/10.3923/pjbs.2021.756.764>
- Oda, A., Messenger, K. M., Carbajal, L., Posner, L. P., Gardner, B. R., Hammer, S. H., . . . Bailey, K. M. (2018). Pharmacokinetics and pharmacodynamic effects in koi carp (*Cyprinus carpio*) following immersion in propofol. *Vet Anaesth Analg*, 45(4), 529-538. <https://doi.org/10.1016/j.vaa.2018.02.005>
- Ostrander, G. K. (2000). *The laboratory fish*. Academic Press.

- Park, I. S. (2019). The Anesthetic Effects of Clove Oil and MS-222 on Far Eastern Catfish, . *Dev Reprod*, 23(2), 183-191. <https://doi.org/10.12717/DR.2019.23.2.183>
- Perret-Thiry, C., Raulic, J., & Vergneau-Grosset, C. (2022). Evaluation of prolonged immersion in tricaine methanesulfonate for juvenile goldfish (*Carassius auratus*) euthanasia. *J Am Vet Med Assoc*, 260(8), 911-915. <https://doi.org/10.2460/javma.21.09.0416>
- Raidal, S. R., Shearer, P. L., Stephens, F., & Richardson, J. (2006). Surgical removal of an ovarian tumour in a koi carp (*Cyprinus carpio*). *Aust Vet J*, 84(5), 178-181. <https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.2006.tb12776.x>
- Roberts, H. E. (2010). *Fundamentals of ornamental fish health*. Wiley-Blackwell.
- Roberts, R. J. (2012). *Fish pathology* (2nd ed.). Baillière Tindall.
- Rodrigues, P., Barbosa, L. B., Bianchini, A. E., Ferrari, F. T., Baldisserotto, B., & Heinzmann, B. M. (2019). Nociceptive-like behavior and analgesia in silver catfish (*Rhamdia quelen*). *Physiol Behav*, 210, <https://doi.org/10.1016/j.physbeh.2019.112648>
- Sedgwick, C. J. (1986). Anesthesia for fish. *Vet Clin North Am Food Anim Pract*, 2(3), 737-742. [https://doi.org/10.1016/s0749-0720\(15\)31215-9](https://doi.org/10.1016/s0749-0720(15)31215-9)
- Shin, S. P., Jee, H., Han, J. E., Kim, J. H., Choresca, C. H., Jun, J. W., Park, S. C. (2011). Surgical removal of an anal cyst caused by a protozoan parasite (*Thelohanellus kitauei*) from a koi (*Cyprinus carpio*). *J Am Vet Med Assoc*, 238(6), 784-786. <https://doi.org/10.2460/javma.238.6.784>
- Sladky, K. K., & Clarke, E. O. (2016). Fish Surgery: Presurgical Preparation and Common Surgical Procedures. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 19(1), 55-76. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2015.08.008>
- Smith, S. A. (2019). Fish Diseases and Medicine. In (pp. 383): Taylor & Francis Group.
- Sneddon, L. U. (2012). Clinical Anesthesia and Analgesia in Fish. *Exotic Pet Medicine*, 21(1), 32-43. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2011.11.009>
- Spinner, M., Schaber, C. F., Chen, S. M., Geiger, M., Gorb, S. N., & Rajabi, H. (2019). Mechanical behavior of ctenoid scales: Joint-like structures control the deformability of the scales in the flatfish *Solea solea* (Pleuronectiformes). *Acta Biomater*, 92, 305-314. <https://doi.org/10.1016/j.actbio.2019.05.011>
- Stetter, M. D. (2001). Fish and amphibian anesthesia. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 4(1), 69-82, vii. [https://doi.org/10.1016/s1094-9194\(17\)30052-x](https://doi.org/10.1016/s1094-9194(17)30052-x)
- Stevens, B. N., Guzman, D. S., Phillips, K. L., Camus, A. C., & Soto, E. (2019). Evaluation of diagnostic coelioscopy in koi (*Cyprinus carpio*). *Am J Vet Res*, 80(3), 221-229. <https://doi.org/10.2460/ajvr.80.3.221>
- Vergneau-Grosset, C., & Cruz Benedetti, I. C. (2022). Fish Sedation and Anesthesia. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 25(1), 13-29. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2021.08.001>
- Weber, E. P., Weisse, C., Schwarz, T., Innis, C., & Klide, A. M. (2009). Anesthesia, diagnostic imaging, and surgery of fish. *Compend Contin Educ Vet*, 31(2), E11.
- Weber, E. S. (2011). Fish analgesia: pain, stress, fear aversion, or nociception? *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 14(1), 21-32. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2010.09.002>
- Wildgoose, W. H., & British Small Animal Veterinary Association. (2001). *BSAVA manual of ornamental fish* (2nd ed.). British Small Animal Veterinary Association.
- Wood, C. M., & Eom, J. (2021). The osmorepiratory compromise in the fish gill. *Comp Biochem Physiol A Mol Integr Physiol*, 254. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2021.110895>
- Wynd, B. M., Watson, C. J., Patil, K., Sanders, G. E., & Kwon, R. Y. (2017). A Dynamic Anesthesia System for Long-Term Imaging in Adult Zebrafish. *Zebrafish*, 14(1), 1-7. <https://doi.org/10.1089/zeb.2016.1289>
- Yang, X., Jounaidi, Y., Mukherjee, K., Fantasia, R. J., Liao, E. C., Yu, B., & Forman, S. A. (2019). Drug-selective Anesthetic Insensitivity of Zebrafish Lacking γ -Aminobutyric Acid Type A Receptor $\beta 3$ Subunits. *Anesthesiology*, 131(6), 1276-1291. <https://doi.org/10.1097/ALN.0000000000002963>
- Zhao, Y., Yun, M., Nguyen, S. A., Tran, M., & Nguyen, T. P. (2019). In Vivo Surface

Electrocardiography for Adult Zebrafish. *J Vis Exp*(150).
<https://doi.org/10.3791/60011>