

Sedación y anestesia en peces

Aplicaciones médicas y quirúrgicas

Jaime Fernando González Mantilla

CÓDICE
ABIERTO



UNIVERSIDAD
NACIONAL
DE COLOMBIA

Sedación y anestesia en peces

Aplicaciones médicas y quirúrgicas

Jaime Fernando González Mantilla



UNIVERSIDAD
NACIONAL
DE COLOMBIA

Bogotá, D. C., 2024

Catalogación en la publicación Universidad Nacional de Colombia

González Mantilla, Jaime Fernando, 1963-

Sedación y anestesia en peces: aplicaciones médicas y quirúrgicas / Jaime Fernando González Mantilla. -- Primera edición. -- Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia; Editorial Universidad Nacional de Colombia, 2024.

1 recurso en línea (276, páginas) : ilustraciones (principalmente a color), diagramas, fotografías. -- (Colección Código Abierto)

Incluye referencias bibliográficas al final de cada capítulo e índice temático
ISBN 978-958-505-664-0 (digital)

1. Anestesia veterinaria -- Investigación 2. Enfermedades de los peces -- Fisiopatología 3. Enfermedades de los peces -- Cirugía 4. Anestesia en veterinaria -- Protocolos 5. Anestesia en cirugía veterinaria 6. Enfermedades de los peces -- Diagnóstico por imagen 7. Técnicas y procedimientos diagnósticos -- Veterinaria 8. Técnicas y procedimientos diagnósticos -- Efectos adversos 9. Inmovilización de animales -- Aplicaciones médicas 10. Anestésicos -- Administración 11. Prácticas clínicas 12. Toxicología acuática -- Investigación -- Colombia 13. Medicina veterinaria I. Universidad Nacional de Colombia (Sede Bogotá). Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia. Grupo AQUATICA, Grupo de Investigación en Toxicología Acuática y Ambiental II. Título III. Serie

CDD-23 636.089796 / 2024

- © Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá
Editorial Universidad Nacional de Colombia
- © Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia
- © Jaime Fernando González Mantilla

Editorial Universidad Nacional de Colombia

Francisco Montaña Ibáñez
Director

Comité editorial

Francisco Montaña Ibáñez
Juan Francisco Poveda Aguillón
Ana Patricia Noguera de Echeverry
Diana Carolina Martínez Santos
Veronique Claudine Bellanger
Jaime Rodolfo Ramírez Rodríguez
Jairo Iván Peña Ayazo

Primera edición, 2024

ISBN 978-958-505-664-0 (PDF)

Edición

Editorial Universidad Nacional de Colombia
direditorial@unal.edu.co
<https://editorial.unal.edu.co/editorial-unal>

Colección Código Abierto

Coordinación editorial: Valentina Martín-Roa
Corrección de estilo: Ángela Jiménez
Diseño de la colección: Juan Carlos Villamil Navarro
Diagramación: Olga Lucía Cardozo Herreño

Salvo cuando se especifica lo contrario, las figuras y tablas de este texto son propiedad del autor. Las estructuras presentes en esta obra fueron elaboradas con base en el National Institutes of Health (NIH).

Prohibida la reproducción total o parcial por cualquier medio sin la autorización escrita del titular de los derechos patrimoniales.

Bogotá, D. C., Colombia, 2024



Creative Commons Atribución-No Comercial-Compartir Igual 4.0 Internacional
(CC BY-NC-SA 4.0)

Contenido

Agradecimientos	16
Prefacio	17
Introducción	20
Capítulo 1	
Conceptos generales de sedación y anestesia: bases anatomo-fisiológicas de la anestesia en peces	26
Sedación, narcosis, anestesia y analgesia	26
Estados, planos y categorías de la anestesia en peces	29
Bases anatomofisiológicas de la anestesia en peces	31
Sistema nervioso	31
Sistema nervioso central (SNC)	32
Sistema nervioso autónomo (SNA)	36
Sistema cardiovascular	38
Sistema respiratorio	41
Sistema endocrino	42
Hígado	43
Adaptaciones fisiológicas durante la anestesia y efectos de algunos factores morfofisiológicos de los peces	45
Adaptaciones fisiológicas durante la anestesia	45
Sistema adrenérgico y eje HH	46

Receptores de dolor o nociceptores	49
Neurotransmisores	52
Efectos de algunos factores morfofisiológicos del paciente en la anestesia	57
Referencias	59

Capítulo 2

Tipos de anestesia y principales anestésicos

usados en peces..... 65

Tipos de anestesia en peces	65
Anestesia por inmersión-inhalación	65
Procedimiento general en una anestesia por inmersión-inhalación	67
Anestesia parenteral	75
Anestesia por vía intraperitoneal	76
Anestesia por vía intravascular	76
Anestesia por vía intramuscular	77
Anestesia por vía oral	78
Anestesia por medios físicos	78
Anestesia por choque térmico	78
Electroanestesia	82
Anestesia local	85
Principales agentes químicos usados como anestésicos en peces	86
Principales anestésicos usados por vía inhalatoria-inmersión	88
Metasulfonato de triclaína	88
Benzocaína	92
Eugenol-isoeugenol	97
Propofol	102
2-Fenoxietanol	107
Mentol	111
Metomidate	116
Etomidate	119
Quinaldina y sulfato de quinaldina	122
Alfaxalona	125

Barbitúricos	128
Anestesia con gases en peces	130
Dióxido de carbono	132
Hidrocarburos fluorinados	136
Otros anestésicos de menor uso en anestesia por inhalación-inmersión	139
Anestésicos usados por vía parenteral	143
Ketamina	143
Alfaxalona y alfadolona	146
Nembutal (pentobarbital)	150
Propanidid	152
Xilazine	154
Anestésicos usados por vía oral	155
Anestésicos de uso local	157
Xilocaína-lidocaína	157
Procaína-novocaína	158
Referencias	162

Capítulo 3

Aplicaciones de anestesia en investigación

clínica y cirugía de peces177

Protocolos y cálculos para preparación de soluciones anestésicas	177
Conceptos de concentración vs. dosis anestésica	177
Preparación de soluciones anestésicas para inmersión-inhalación	178
Preparación de una solución anestésica a partir de un producto comercial hidrosoluble	179
Preparación de una solución anestésica a partir de una solución stock de un compuesto no hidrosoluble	181
Cálculos para la aplicación de un anestésico por vía parenteral (concepto de <i>dosis</i>)	184

Adecuación de sistemas para anestesia de peces	185
Sistema de inducción para un plano profundo sin fase de mantenimiento	186
Sistema de recirculación para fase de mantenimiento	188
Aplicaciones de anestesia en investigación con peces	190
Protocolos para investigación de anestésicos en peces	193
Protocolo de investigación de un nuevo anestésico o de un anestésico conocido en una nueva especie	193
Resultados obtenidos en protocolos anestésicos por el grupo AQUÁTICA	197
Aplicaciones de anestesia en clínica de peces	218
Sedación y anestesia para el examen clínico de los peces	219
Sedación y anestesia aplicada a imagenología	224
Generalidades sobre imagenología de peces	224
Protocolos anestésicos en imagenología	226
Trabajos hechos por el grupo AQUÁTICA en imagenología de peces	228
Aplicaciones de anestesia en cirugía de peces	235
Evaluación prequirúrgica del paciente	235
Principales cirugías en peces y protocolos anestésicos usados	237
Manejo posquirúrgico del paciente	242
Protocolos anestésicos y cirugías realizadas por el grupo AQUÁTICA	249
Monitorización del paciente anestesiado	255

Respuestas adversas a la anestesia y cómo tratarlas	259
Anestesia aplicada a la eutanasia de los peces	262
Referencias	266

Autor	270
--------------------	------------

Índice analítico	271
-------------------------------	------------

Listado de figuras

- Figura 1.1** Esquema de los sectores o áreas del SNC de los peces 33
- Figura 1.2** Esquema de las cavidades del corazón de los peces 39
- Figura 1.3** Esquema del flujo de agua en el circuito respiratorio 43
- Figura 1.4** Ajustes fisiológicos y bioquímicos de los peces durante el estrés de la anestesia.....48
- Figura 2.1** Ejemplares de koi (*Cyprinus carpio*, koi) (superior) y goldfish (*Carassius auratus*) (inferior) durante la inducción de anestesia69
- Figura 2.2** Ejemplar de goldfish recibiendo anestésico directamente sobre el tejido branquial 71
- Figura 2.3** Disposición de ejemplar de cachama blanca (*Piaractus brachypomus*) en la fase de mantenimiento de anestesia (recirculación).....74
- Figura 2.4** Puntos de acceso a vías parenterales de anestesia en peces 75
- Figura 2.5** Disposición de tanque para anestesia mediante choque térmico en ejemplares de goldfish80
- Figura 2.6** Apariencia de cristales de benzocaína para preparación de soluciones anestésicas94

Figura 2.7	Algunas de las presentaciones comerciales de eugenol e isoeugenol	98
Figura 2.8	Ejemplares juveniles de tilapia nilótica (derecha) y koi (izquierda) sumergidos en solución anestésica de propofol (10 ppm).....	104
Figura 2.9	Apariencia de cristales de mentol para uso como anestésico	113
Figura 3.1	Materiales requeridos para un sistema de anestesia en peces (inducción)	187
Figura 3.2	Materiales requeridos para la fase mantenimiento de anestesia en peces (recirculación)	189
Figura 3.3	Esquema de una canulación de la aorta dorsal de un pez con propósitos de muestreo sanguíneo constante por varios días	192
Figura 3.4	Ejemplar de tilapia nilótica (<i>Oreochromis niloticus</i>) utilizada para esta experimentación	198
Figura 3.5	Ejemplar de tilapia roja (<i>Oreochromis sp.</i>) utilizada para esta experimentación.....	201
Figura 3.6	Ejemplar de yamú (<i>Brycon amazonicus</i>) utilizado para esta experimentación	203
Figura 3.7	Ejemplar de koi (<i>Cyprinus carpio koi</i>) utilizando para esta experimentación	207
Figura 3.8	Ejemplar de tilapia roja (<i>Oreochromis sp.</i>) utilizada para esta experimentación.....	209
Figura 3.9	Ejemplar de tilapia nilótica (<i>Oreochromis niloticus</i>) utilizada para esta experimentación	211

Figura 3.10 Ejemplar de cachama blanca (*Piaractus brachypomus*) utilizado para esta experimentación.....212

Figura 3.11 Ejemplar de koi (*Cyprinus carpio koi*) utilizado en esta experimentación214

Figura 3.12 Ejemplar de pez cebrá (*Danio rerio*) utilizado en esta experimentación216

Figura 3.13 Toma de longitud total y peso corporal de un ejemplar de koi (*Cyprinus carpio koi*) al inicio del examen clínico..... 221

Figura 3.14 (Superior-medio) ejemplar de koi (*Cyprinus carpio koi*) sedado para hacer un raspado de mucus desde el borde opercular, utilizando una lámina cubre objeto. (Inferior) aspecto del mucus retirado del paciente para evaluación microscópica.....222

Figura 3.15 (Superior-medio) ejemplar de koi (*Cyprinus carpio koi*) sedado para tomar biopsia de branquias. (Inferior) aspecto del tejido branquial tomado en la biopsia para evaluar en el microscopio223

Figura 3.16 Ejemplar de tilapia roja (*Oreochromis sp.*) sedado para toma de muestra sanguínea de la vena caudal mediante aproximación lateral224

Figura 3.17 Disposición de ejemplar de cachama blanca para toma de placa radiográfica. El animal se encuentra inducido en un plano profundo luego de una inmersión de varios minutos en una solución de eugenol (100 ppm).....230

Figura 3.18 Imagen radiográfica latero-lateral de ejemplar de cachama blanca. Se destacan en particular, la columna vertebral y la disposición de las dos cámaras de la vejiga gaseosa o natatoria.....231

Figura 3.19 Ejemplar de tilapia roja en plano profundo de anestesia y ubicado sobre un soporte para llevar a cabo TAC231

Figura 3.20 Imagen obtenida de TAC en el ejemplar de tilapia roja.....232

Figura 3.21 (Superior) ejemplar de tilapia roja durante la ecografía. El pez se mantuvo anestesiado mediante recirculación de anestésico con una manguera que conectaba la bomba de inmersión y la cavidad oral. (Inferior) ejemplar de cachama blanca durante el mismo procedimiento.....232

Figura 3.22 (Superior) imagen ultrasonográfica del corazón de una ejemplar de tilapia roja. (Inferior) registro del sistema digestivo del mismo ejemplar durante la ecografía sobre cavidad celómica.233

Figura 3.23 Procedimiento para radiología en un ejemplar goldfish..... 234

Figura 3.24 Preparados comerciales usados como "vendajes húmedos" en la protección de puntos de corte y sutura en cirugía de peces..... 245

Figura 3.25 Aplicación de vendaje húmedo a un pez luego de tomar una biopsia de una masa tumoral..... 246

Figura 3.26 Ejemplar de goldfish con masa de apariencia tumoral (superior) y luego de la remoción de la misma (inferior)250

Figura 3.27 Ejemplar de goldfish con masa de apariencia tumoral periocular (superior) y luego de la remoción de la misma y de la enucleación unilateral (inferior).....251

Figura 3.28 Ejemplar de goldfish con masa de apariencia tumoral en la cabeza (superior) y luego de la remoción de la misma (inferior)..... 253

Figura 3.29 Ejemplar koi con masa de apariencia tumoral en globo ocular (superior) y luego de la remoción de la misma con enucleación (inferior) 254

Figura 3.30 Evaluación del color del tejido branquial en un ejemplar con palidez del mismo por disminución de flujo sanguíneo 256

Figura 3.31 Ejemplar de cachama blanca en zona de mayor saturación de oxígeno en el tanque de recuperación260

Figura 3.32 Ejemplar koi sujetado para permitir flujo de agua a través de la boca durante inicio de la recuperación.....260

Figura 3.33 Masaje en la región cardiaca del paciente aplicando una presión moderada con el dedo pulgar261

Figura 3.34 Punto de corte en región cervical para escindir la médula espinal luego de que el animal ha alcanzado el plano profundo de anestesia (superior). Apariencia del corte para completar el proceso de eutanasia (inferior) 264

Listado de estructuras

Estructura 2.1	Metasulfonato de tricaina.....	89
Estructura 2.2	Benzocaina.....	93
Estructura 2.3	Eugenol-Isoeugenol.....	97
Estructura 2.4	Propofol.....	103
Estructura 2.5	2-Fenoxietanol.....	108
Estructura 2.6	Mentol.....	112
Estructura 2.7	Metomidate.....	117
Estructura 2.8	Etomidate.....	120
Estructura 2.9	Quinaldina.....	122
Estructura 2.10	Alfaxalona.....	126
Estructura 2.11	Barbitúricos.....	129
Estructura 2.12	Dióxido de carbono.....	132
Estructura 2.13	Halotano.....	136
Estructura 2.14	Ketamina.....	144
Estructura 2.15	Alfaxalona y alfadolona.....	149
Estructura 2.16	Nembutal.....	151
Estructura 2.17	Propanidid.....	153
Estructura 2.18	Xilazine.....	155
Estructura 2.19	Xilocaina.....	158
Estructura 2.20	Procaína-novocaína.....	159

Listado de tablas

Tabla 1.1	Estados, planos y categorías de la anestesia en los peces.....	30
Tabla 1.2	Fases o estados de recuperación posanestésica en los peces.....	31
Tabla 1.3	Áreas o zonas del SNC de los peces.....	33
Tabla 1.4	Origen y nomenclatura de los nervios craneales de los peces.....	38
Tabla 2.1	Otros anestésicos de menor uso por vía inhalatoria/inmersión.....	140
Tabla 2.2	Uso de anestésicos locales en peces	160
Tabla 3.1	Resultados experimentales de mentol en tilapia nilótica.....	198
Tabla 3.2	Resultados experimentales de mentol en tilapia roja.....	200
Tabla 3.3	Resultados experimentales de mentol en yamú.....	202
Tabla 3.4	Resultados experimentales de propofol en tilapia nilótica.....	204
Tabla 3.5	Resultados experimentales de propofol en koi.....	206
Tabla 3.6	Resultados experimentales de eugenol en tilapia roja.....	208
Tabla 3.7	Resultados experimentales de eugenol en tilapia nilótica.....	210

Tabla 3.8 Resultados experimentales de eugenol en cachama blanca213

Tabla 3.9 Resultados experimentales de eugenol en koi.....215

Tabla 3.10 Resultados experimentales de eugenol en pez cebrá217

Tabla 3.11 Principales analgésicos utilizados en peces y sus aplicaciones posquirúrgicas247

Tabla 3.12 Principales agentes farmacológicos utilizados en casos de emergencia para solucionar reacciones adversas a la anestesia en peces 262

Tabla 3.13 Principales agentes anestésicos y sus dosis o concentraciones recomendadas para practicar la eutanasia en peces265

Agradecimientos

Quiero agradecer, en primer lugar, a la Universidad Nacional de Colombia y a la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia por haberme concedido el disfrute de un año sabático durante el 2022, tiempo que dediqué a escribir este libro.

También agradezco a mis estudiantes por su entusiasmo y constante interés en el aprendizaje e investigación en las áreas de Medicina y Toxicología de Peces. Este proceso ha permitido generar el conocimiento que en gran parte se presenta en esta obra.

Gracias a Luz Mery Grass por su apoyo constante en la gestión para la publicación del libro desde el Centro Editorial de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia.

Y, finalmente, agradezco a mi familia por su constante compañía y apoyo para trabajar en este y en muchos otros de los proyectos que se han concretado a lo largo de estos 34 años de carrera docente e investigativa.

Prefacio

La Medicina de Peces ha tenido un auge importante en los últimos años en el mundo. Esta es un área novedosa en las ciencias Médico-Veterinarias, ya que históricamente los mayores desarrollos se han tenido con las especies domésticas convencionales y terrestres. Las razones para el desarrollo reciente de la Medicina de Peces se atribuyen al crecimiento de la acuicultura, al aumento en el número de acuarios, públicos y privados, de exhibición de peces con fines recreativos y educacionales, así como a la adopción creciente de peces como mascotas en los hogares. Todo esto hace que el conocimiento de las enfermedades de los peces y su tratamiento sea un aspecto prioritario para poder atender las necesidades asociadas a la cría y al mantenimiento de los peces en los escenarios mencionados y en las mejores condiciones de bienestar para los ejemplares.

Como parte del desarrollo en los temas de salud y enfermedad de los peces, en nuestro Laboratorio de Toxicología Acuática y Medicina de Peces de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia de la Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá,

se empezaron a desarrollar protocolos de sedación y anestesia en peces ornamentales para poder aplicarlos en los ejemplares durante los procedimientos médico quirúrgicos que se les practican. Esto surgió, en parte, debido a una mayor demanda de los dueños por adquirir servicios de atención médica para los peces mantenidos como mascotas en los hogares, servicios que no siempre son fáciles de encontrar en nuestro medio.

Nuestro grupo de investigación *AQUÁTICA* estudia desde hace 25 años los temas relacionados con las áreas de la Toxicología y la Medicina de Peces. Como resultado de este trabajo, se presenta este texto a los interesados en la temática. En este libro se incluyen los fundamentos de la sedación y anestesia de peces; se hace una revisión de los tipos de anestesia y anestésicos que se utilizan en estas especies, y, en la última parte, se muestran los desarrollos alcanzados por nuestro grupo con protocolos y técnicas médico quirúrgicas en los ejemplares experimentales y pacientes que se han tenido durante estos años.

Agradezco el apoyo y aporte fundamental de los estudiantes de nuestro programa de Medicina Veterinaria que se han interesado en el área desde la participación en los cursos optativos y en los proyectos de investigación trabajados bajo mi dirección.

Son ellos los principales autores de los temas que se presentan en la última parte de este texto.

A los lectores y estudiosos de este campo también mis agradecimientos por interesarse en la obra presentada a continuación.

JAIME FERNANDO GONZÁLEZ MANTILLA
Bogotá, 2023

Introducción

La clase peces dentro del *subfilum* vertebrados es la que tiene el mayor número de especies identificadas a la fecha. La base de datos FishBase reporta hasta febrero del año 2022 un número total de 34 800 especies¹. Esta cifra representa más del 60 % de todos los vertebrados, ya que la sumatoria de las especies de las otras cuatro clases (anfibios ~ 4300, reptiles ~ 6000, aves ~ 9000 y mamíferos ~ 8000) es inferior a las de los peces. De este gran número de especies de peces se conoce una pequeña fracción relacionada con aspectos de su biología y su manejo médico. Por esto es claro que hay un gran universo de conocimiento por descubrir y apropiar en relación a las especies piscícolas.

El mayor estudio de las patologías y la medicina de peces en los últimos años obedece a la necesidad de establecer manejos biosanitarios y médicos en las especies que se explotan comercialmente. El crecimiento mundial de la acuicultura ha sido sostenido y con porcentajes por encima de otros sectores productivos. La necesidad de suplir con alimento a la creciente población mundial es un estímulo

particular para buscar fuentes alimenticias. Según la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), en su reporte del año 2020, los sectores de la acuicultura produjeron más de 82 millones de toneladas de ejemplares comestibles de varias especies; el sector mayor fue la producción de peces con algo más de 54 millones de toneladas². El manejo sanitario en los sistemas productivos acuícolas ha tomado gran importancia y por ello la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE) estableció un plan estratégico mundial con carácter prioritario para la salud de organismos acuáticos durante el periodo 2021-2025³. En Colombia, con la regulación del Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), también se han dado avances en el tema de sanidad de peces a través de programas que impulsan el registro y la certificación de planteles acuícolas bioseguros⁴. Por su parte, en el sector de producción de peces con fines de consumo para humanos y otras especies, la medicina aplicada tiene una orientación netamente poblacional por la misma naturaleza de los sistemas en donde se encuentran confinados cientos o miles de animales por lote o unidad productiva. Esta medicina debe enmarcarse en el control y tratamiento de las enfermedades con un enfoque grupal y no con un abordaje individual del paciente.

Las otras dos áreas que han permitido desarrollos importantes en medicina de peces son las colecciones de peces ornamentales exhibidas en grandes acuarios públicos o privados y la atención médica a peces mantenidos como mascotas en hogares. Allí, el abordaje exige una aproximación diferente, ya que cada ejemplar es un paciente individual al que se le practican manejos terapéuticos o quirúrgicos particulares. En el mundo existen más de 300 acuarios públicos que reciben unos 450 millones de visitantes cada año⁵. Muchos de estos acuarios, además de establecer programas de protección y restauración ecológica en las poblaciones de peces y otras especies silvestres, han conformado equipos de médicos veterinarios especializados en salud de organismos acuáticos que han contribuido al avance de la medicina de peces, tanto individual como en el manejo de las poblaciones aclimatadas a las condiciones de estos escenarios.

Por su parte, el incremento en la adopción de peces como mascotas en los hogares obedece a varias razones. Un primer aspecto es la conveniencia de adecuar y mantener un acuario en los hogares en términos del menor espacio que demanda, lo que es útil en hogares con áreas reducidas. La adecuación de un acuario suele ser una medida práctica

y de más fácil manejo que la de tener mascotas convencionales, las cuales requieren un mayor espacio, además del tiempo que necesitan para sus salidas diarias.

Una vez el acuario se establece, las personas encuentran también que el manejo es fácil y no exige mucho tiempo. Adicionalmente, se han derivado beneficios interesantes. Algunas familias con hijos pequeños encuentran en el mantenimiento de los peces en el hogar una excelente oportunidad para asignar tareas y responsabilidades a los hijos, lo que termina contribuyendo en su formación, generación de hábitos y educación. El número de hogares que tienen peces como mascotas es aún reducido en el mundo en comparación con la tenencia de las mascotas convencionales, como perros y gatos especialmente. Sin embargo, debido a las razones antes mencionadas, el aumento en la tenencia de peces ha estimulado que algunos programas de formación de médicos veterinarios, en las universidades, incluyan cursos optativos para educarlos en el abordaje de enfermedades y medicina de organismos acuáticos, lo que permite ofrecer un apoyo a esa clientela potencial que prefiere a los peces como mascotas.

Otro indicador importante del crecimiento en el área de enfermedades y medicina de peces es el surgimiento de asociaciones científicas y profesionales. Dentro de las más reconocidas en el ámbito mundial están: International Association for Aquatic Animal Medicine (www.iaam.org), World Aquatic Veterinary Medical Association (www.wavma.org), World Aquaculture Society (www.was.org), American Fisheries Society (www.afs.org), American Association of Fish Veterinarians (www.fishvets.org), Fish Veterinary Society (www.fish-vet-society.org.uk) y National Aquaculture Association (www.thenaa.net).

Este libro se enfoca en los temas de sedación, anestesia y sus aplicaciones quirúrgicas en peces. Por ello, el conocimiento presentado aplica particularmente en la aproximación clínica y quirúrgica en los peces de exhibición de acuarios, en los ejemplares mantenidos como mascotas en hogares y en los peces usados con fines investigativos.

Referencias

1. Froese R, Pauly D. FishBase. [Internet]. World Wide Web electronic publication; 2022 [versión 02/2022]. Disponible en www.fishbase.org.
2. FAO – Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. El Estado Mundial de la Pesca y Acuicultura: La Sostenibilidad en Acción; 2020. 243 p.

3. OIE – Organización Mundial de Sanidad Animal. World Organization of Animal Health. Aquatic Animal Health Strategy 2021-2015; 2022. 32 p.
4. ICA – Instituto Colombiano Agropecuario. Resolución 020186 "Condiciones sanitarias y de bioseguridad de producción primaria de organismos acuáticos para obtener certificado de establecimiento acuícola bio-seguro". 2016. Ministerio de Agricultura de Colombia.
5. Waza. [Internet]. World Association of Zoos and Aquariums. 2022 [consultada en mayo de 2022]. Disponible en www.waza.org.

Conceptos generales de sedación y anestesia: bases anatómicas y fisiológicas de la anestesia en peces

El capítulo 1 de este libro tiene como objetivo principal revisar los conceptos generales de sedación, narcosis y anestesia, además de los principales componentes anatómicos, fisiológicos y bioquímicos de los peces que están asociados al evento anestésico. Esto permitirá una mayor comprensión de las respuestas de los peces a una inducción anestésica en sus sistemas corporales y los mecanismos de ajustes fisiológicos y bioquímicos que se presentan en cada fase.

Sedación, narcosis, anestesia y analgesia

Los términos *sedación*, *narcosis*, *anestesia* y *analgesia* están interrelacionados y se complementan para conceptualizar adecuadamente el tema inicial de este libro. Estos conceptos se pueden ver de forma independiente o como una secuencia progresiva de los diferentes grados de profundidad de un plano anestésico.

El reconocer las características y límites entre los estados de sedación, narcosis y anestesia tiene gran importancia al permitir la evaluación apropiada y el monitoreo de los pacientes durante los procedimientos clínicos y quirúrgicos donde se aplican anestésicos.

La *sedación* es un estado o fase preliminar a la anestesia caracterizado por el mantenimiento de la postura o el equilibrio por parte del paciente, el cual presenta algún grado de aletargamiento, percepción sensorial disminuida y algún nivel de analgesia¹. El estado de sedación es útil para ejecutar procedimientos menores en los animales como mediciones biométricas (peso, longitud), transporte o toma de biopsias.

El término *narcosis* indica una fase intermedia entre la sedación y la anestesia, siendo en ocasiones difícil precisar en detalle los límites entre estos estados. Para autores como Ross, los términos *narcosis*, *sedación profunda* y *anestesia* se superponen y en ocasiones terminan usándose como sinónimos¹.

El término *anestesia* proviene del griego *anaesthesia*, *an* = sin y *aisthesis* = sensación; es decir, sin sensibilidad¹. Sin embargo, el concepto va más allá de la no sensibilidad. Si se integran los conceptos de Green y Heavner, la *anestesia general* se define como un estado profundo, reversible, con pérdida

generalizada de la percepción sensorial que incluye supresión de reflejos y analgesia^{2,3}. Riedesel plantea la anestesia como un estado reversible de pérdida o reducción de sensibilidad ante estímulos somato o víscero-sensoriales, el cual es inducido usando agentes farmacológicos o medios físicos (por ejemplo, electroanestesia o shock térmico), y que según su alcance puede estar acompañado de inmovilidad, analgesia y pérdida de la conciencia en el paciente⁴. Por su parte, la *anestesia local* es también un estado reversible que no conduce a pérdida de la conciencia y como su nombre lo indica involucra una región o zona corporal delimitada^{1,4}.

La *analgesia* no es, en sí misma, una fase dentro de la anestesia, pero sí un componente neurofisiológico vital en todo el proceso. La analgesia o control del dolor se incorpora como función al proceso anestésico, pues además del bloqueo a la percepción sensorial, la inmovilidad y la pérdida de la conciencia, es importante el bloqueo a los receptores de dolor (nociceptores) para poder ejecutar los procedimientos en los pacientes sin causarles malestar. Los nociceptores son terminales axonales que detectan cambios en temperatura, presión o por vía de quimiorreceptores⁵. Dos tipos de estas fibras han sido descritas en peces: las A-delta (A- δ) y las fibras C⁶. Una descripción más detallada del concepto de dolor en los peces, ele-

mento de por sí controversial, se hará en un apartado posterior de esta sección del libro.

Estados, planos y categorías de la anestesia en peces

Una vez definidos los conceptos generales de sedación, narcosis y anestesia, es necesario describir las manifestaciones de cada uno de estos para poder identificar en el paciente la fase en la que se encuentre, luego de aplicar un protocolo anestésico. Esto permite ejecutar los procedimientos clínicos o quirúrgicos y hacer monitoreo a la condición del paciente para prever la inminencia de la recuperación o tomar las acciones requeridas de reanimación.

La tabla 1.1 presenta en mayor detalle los diferentes planos, fases y categorías de la anestesia en peces, precisando los límites entre estas. En la tabla aparecen las subcategorías de ligera y profunda para las fases de sedación, narcosis y anestesia, lo cual permite categorizar al ejemplar anestesiado.

Así como es importante la identificación de las fases del evento anestésico, también lo es la identificación de las fases del proceso de recuperación del paciente. Iwama *et al.* presentan los hallazgos más relevantes de la fase de recuperación^{16,17} (tabla 1.2).

Tabla 1.1. Estados, planos y categorías de la anestesia en los peces

Estado	Plano	Categoría	Respuesta conductual del pez
0		Normal	Nado activo, reacción a estímulos externos, equilibrio y tono muscular normales.
I	1	Sedación ligera	Nado voluntario, pérdida leve en reacción a estímulos visuales y táctiles, frecuencia respiratoria normal, equilibrio y tono muscular normales.
I	2	Sedación profunda	No hay nado voluntario, pérdida total de reactividad a estímulos táctiles y visuales, disminución leve de frecuencia respiratoria, equilibrio normal, tono muscular disminuido, respuesta a cambios en postura.
II	1	Narcosis ligera	Fase de excitación, puede preceder al aumento de frecuencia respiratoria, pérdida de equilibrio, esfuerzos para recuperar postura, menor tono muscular.
II	2	Narcosis profunda	Descenso de frecuencia respiratoria, pérdida de equilibrio, no recupera postura, alguna reacción a estímulos táctiles fuertes.
III	1	Anestesia ligera	Pérdida total de tono muscular, respuesta a estímulo táctil profundo, descenso adicional de frecuencia respiratoria.
III	2	Anestesia quirúrgica	Pérdida total de reactividad, frecuencia respiratoria y cardíaca reducidas.
IV		Colapso medular	Pérdida total de movimientos branquiales seguida de arresto cardíaco.

Fuente: tomado de Stoskopf¹⁴ y Brown¹⁵.

Tabla 1.2. Fases o estados de recuperación posanestésica en los peces

Estados de recuperación posanestesia en los peces	
I	Cuerpo aún inmóvil e inicio de movimientos operculares.
II	Movimientos operculares se normalizan y se inician movimientos corporales.
III	Recuperación eje de nado (equilibrio) y retorno al estado preanestésico. Nado normal en el tanque de recuperación.

Fuente: tomado de Iwama *et al.*¹⁶ y Ackerman *et al.*¹⁷.

Bases anatomofisiológicas de la anestesia en peces

El objetivo primordial de esta sección es revisar los principales sistemas corporales de los peces asociados al evento anestésico. Se analizarán los ajustes fisiológicos derivados de la interacción bioquímica, molecular y electroquímica entre los agentes anestésicos y sus receptores en cada uno de esos órganos y sistemas. En particular, se revisarán las respuestas de los sistemas nervioso, cardiovascular, respiratorio, endocrino y hepático.

Sistema nervioso

En esta sección se describirán las principales características del sistema nervioso de los peces

haciendo énfasis en los peces óseos (teleósteos) y los cartilaginosos (condrictios).

El sistema nervioso de los peces sigue un patrón de desarrollo embriológico igual al de los otros vertebrados. Luego de la gastrulación o inducción neural, el ectodermo toma dos vías: epidermis superficial y neuroectodermo. La primera termina formando la piel, mientras que el segundo se transforma en tejido nervioso⁷. A partir de este origen, el sistema nervioso se divide en sistema nervioso central (SNC) y sistema nervioso autónomo, periférico o vegetativo (SNA).

El SNC está conformado por el encéfalo y la médula espinal y se le llama así por su disposición en la línea media corporal⁸. Por su parte, el SNA agrupa los nervios craneales y raquídeos, los ganglios autónomos y los órganos sensoriales. Algunos describen por aparte la existencia de un sistema autónomo visceral o entérico, adicional al SNA, pero funcionalmente el primero es parte del segundo⁹.

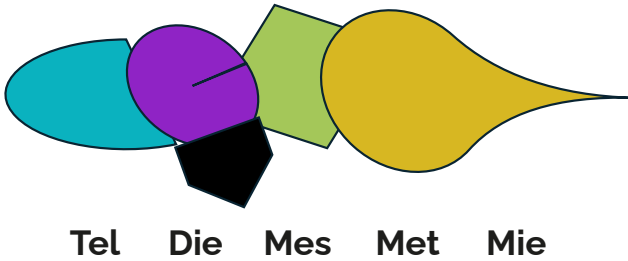
Sistema nervioso central (snc)

El SNC se divide en tres áreas o zonas, a saber: prosencéfalo, mesencéfalo y rombencéfalo. Cada una de estas zonas, a su vez, está subdividida en varios sectores⁷⁻⁹ (tabla 1.3, figura 1.1).

Tabla 1.3. Áreas o zonas del SNC de los peces

Áreas del SNC de los peces		
Encéfalo	Prosencéfalo	<ul style="list-style-type: none"> • Telencéfalo (cerebro) • Diencefalo
	Mesencéfalo	<ul style="list-style-type: none"> • Tectum • Tegmentum
	Rombencéfalo	<ul style="list-style-type: none"> • Metencéfalo (cerebelo) • Mielencéfalo (médula oblonga)
Médula espinal		

Fuente: tomado de Bradbury *et al.*⁷, y Bone y Moore⁹.



Tel: telencéfalo (bulbo olfatorio y hemisferios).

Die: diencefalo (hipotálamo, tálamo, epítalamo e hipófisis).

Mes: mesencéfalo (tectum y tectementum).

Met: metencéfalo (cerebelo y tronco).

Mie: mielencéfalo (médula oblonga).

Figura 1.1. Esquema de los sectores o áreas del SNC de los peces

El prosencéfalo tiene primordialmente funciones ligadas al olfato por vía de neuronas aferentes. Sin

embargo, el telencéfalo, parte anterior del prosencéfalo, también procesa estímulos visuales y juega un rol importante en la alimentación, defensa, conducta de cardumen, agresión y reproducción⁷. Varios estudios han documentado la presencia en el prosencéfalo de neurotransmisores como acetilcolina, ácido gamma-amino-butírico (GABA), y glutamato, entre otros, lo que permite entender los efectos del mecanismo de acción de los agentes químicos usados como anestésicos^{10,11}.

El diencefalo de los peces más evolucionados se divide en áreas preóptica, hipotálamo, tálamo, epitálamo y glándula pituitaria. Los peces más evolucionados pertenecen a los grupos condrósteos, holósteos y telósteos, y representan un número abundante de especies⁸. El diencefalo es una de las áreas más complejas e importantes del SNC por las derivaciones de su control neurológico. Se le considera una estación de relevo que transmite la información olfativa, gustativa y óptica a otras regiones del encéfalo por medio de neuronas de asociación. Además, esta zona también controla funciones de sectores distantes por medio de las hormonas producidas en la hipófisis o pituitaria⁸. Concretamente, el eje hipotálamo-hipófisis-tejido interrenal (HHI) es fundamental en las manifestaciones de estrés como respuesta adaptativa controlada

durante el evento anestésico. Neurotransmisores como acetilcolina, GABA, glutamato, óxido nítrico, dopamina, noradrenalina y 5-hidroxitriptamina han sido identificados en el diencefalo y primariamente en el hipotálamo^{7,10-11}.

El mesencéfalo está compuesto por el tectum o techo óptico y el tegmentum ventral. Es el punto central para procesar los impulsos del nervio óptico. Los mismos neurotransmisores que se mencionaron en el prosencéfalo también han sido identificados en el mesencéfalo⁷.

El rombencéfalo recibe este nombre por la forma romboidal de la fosa que se forma cuando se separan las columnas dorsales de la médula espinal. Está compuesto por el metencéfalo y el mielencéfalo⁸. El primero incluye el cerebelo y el puente tronco enéfico, también conocido como *pons*. Las funciones primordiales del cerebelo están ligadas al tono muscular, control motor y percepción aferente del sistema de la línea lateral. El cerebelo contiene neurotransmisores como glutamato, aspartato, GABA, glicina y catecolaminérgicos^{12,13}.

La médula oblonga o parte final del encéfalo es difícil de diferenciar de la sección espinal⁷. La médula espinal de los peces ocupa todo el canal vertebral.

Es una serie de segmentos conformados por raíces dorsales (sensoriales) y ventrales (motoras). La médula en los peces ha evolucionado si se compara la que presentan especies primitivas como la lamprea y los mixínidos (ciclóstomos), con la de los condriictios (tiburones, rayas y peces cartilagosos) y los óseos (teleósteos). Estos últimos agrupan por lo menos el 90 % de los peces y en el caso concreto de la médula espinal, la materia gris de la misma está claramente diferenciada en los cuernos dorsal y ventral⁷.

Sistema nervioso autónomo (SNA)

El SNA está subdividido en los sistemas simpático y parasimpático, aspecto anatómicamente fácil de identificar en la mayoría de vertebrados terrestres. En peces, sin embargo, se ha propuesto para una mejor comprensión dividir al SNA en vías craneales y vías espinales o raquídeas, en donde las neuronas preganglionares corren hasta un ganglio autonómico⁷. En elasmobranquios y teleósteos, los ganglios autonómicos están dispuestos a lo largo de la columna espinal. El SNA de los peces se encarga del control de los sistemas digestivo, circulatorio, vejiga gaseosa y melanóforos. Aunque no sea tan evidente la división entre simpático y parasimpático; estos dos tipos de fibras existen también en el SNA de los peces y, a su vez, tienen características ya sea

de preganglionares (cuerpo celular en la médula) o postganglionares (cuerpo celular en ganglios) conectadas a los órganos efectores a través del extremo axonal⁸.

Los nervios craneales se originan en los núcleos o centros del encéfalo. Todos los peces, con pocas excepciones, tienen la misma distribución y número de nervios: diez en total. La diferencia con otros vertebrados como reptiles, aves y mamíferos radica en que estos últimos tienen dos nervios adicionales: el accesorio (xi) y el hipogloso (xii)⁸. Luego de mucho tiempo de haber identificado y designado 10 nervios craneales en los peces, se reconoció uno nuevo en la parte anterior del nervio olfatorio, al que se le llamó nervio terminal y se le asignó el número cero (0) o 1A para no alterar la nomenclatura previamente establecida. Por ello, en algunas descripciones se habla de 11 nervios craneales en los peces^{7,8}. Los nervios craneales y su origen encefálico según el área de la cual se desprenden se muestran en la tabla 1.4.

En cuanto a los neurotransmisores identificados en el SNA de los peces se tiene evidencia de varios de los que se encuentran en vertebrados superiores. La presencia de catecolaminas muestra que tanto la adrenalina como la noradrenalina son almacenadas y liberadas en las sinapsis adrenérgicas. También

se ha referenciado la acetilcolina en las neuronas parasimpáticas posganglionares de los peces⁷.

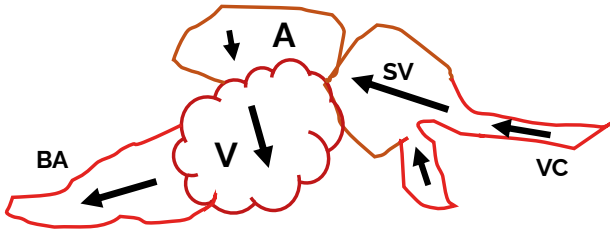
Tabla 1.4. Origen y nomenclatura de los nervios craneales de los peces

Nervios craneales de los peces		
Área de origen	Nomenclatura	Nombre
Telencéfalo	O (= IA) I (= IB)	Terminal Olfativo
Diencéfalo	II	Óptico
Mesencéfalo	III IV	Oculomotor Troclear
Rombencéfalo	V ₁ V ₂ + V ₃ VI VII VIII IX X	Profundo trigémino Abductor Abducens Facial Acústico Glosofaríngeo Vago

Fuente: tomado de Bradbury *et al.*⁷ y Rojo⁸.

Sistema cardiovascular

El corazón de los peces tiene su origen embriológico en las venas subintestinales anteriores en la unión del embrión con el saco vitelino. A partir de ahí, en los peces más evolucionados, se forman cuatro cavidades: a) *seno venoso*, b) *atrio* o *aurícula*, c) *ventrículo* y d) *bulbo arterioso* en teleósteos o *cono arterioso* en ciclóstomos y elasmobranquios^{8,21} (figura 1.2).



vc: venas cardinales sv: seno venoso
A: atrium o aurícula **V:** ventrículo
BA: bulbo arterioso →: dirección del flujo de la sangre en el corazón

Figura 1.2. Esquema de las cavidades del corazón de los peces

El seno venoso recibe la sangre conducida por las venas cardinales y, finalmente, por los ductos de Cuvier^{8, 21}. En las paredes delgadas y membranosas del seno venoso está el primer nodo de contracción del ciclo cardiaco. De allí la sangre va al atrio o aurícula por vía del orificio sinoatrial. El atrio ocupa una posición dorsal con respecto al ventrículo y su masa sólo alcanza, según la especie, entre un 8 y 25 % de la del ventrículo²¹. Los músculos pectinados (fibras ramificadas en espiral) de la aurícula envían la sangre al ventrículo. Este último tiene forma piramidal en teleósteos de vida activa, tubular en peces con forma elongada de su cuerpo y de saco en elasmobranquios y teleósteos marinos²¹. Es la cavidad más grande y con paredes musculares más gruesas conformadas por una capa esponjosa con

trabéculas y una compacta externa que rodea a la primera. Luego de abandonar el ventrículo, el flujo sanguíneo encuentra el bulbo o cono arterioso, una dilatación formada por musculatura lisa y tejido conectivo elástico que constituye el preámbulo de la aorta ventral y que cumple con funciones de regulación de la presión arterial⁸.

La sangre que sale del corazón y se dirige hacia el sistema branquial tiene una tensión de oxígeno muy baja; una vez la sangre se oxigena en las branquias va directo a la circulación sistémica sin retornar al corazón, lo cual es una diferencia importante con los mamíferos. La circulación sistémica en los peces puede dividirse en primaria y secundaria. La aorta ventral (continuación del bulbo/cono arterioso) y la aorta dorsal (vaso principal que emerge de las branquias) son los principales distribuidores de la circulación primaria. Esta circulación primaria cumple con un rol fundamentalmente respiratorio. Por su parte, la circulación secundaria emerge de las arterias primarias en varios puntos de las branquias y de otros sectores, y tiene estructura de vasos arteriales estrechos y contorneados. Esta circulación se encarga de la distribución de nutrientes a los tejidos²¹.

La inervación vagal del corazón se encuentra en la gran mayoría de los peces con excepción de los mixinos

o peces primitivos. El vago contiene fibras eferentes colinérgicas en abundancia en la región sino-auricular, y en menor grado hacia el ventrículo. Estas fibras estimulan a receptores muscarínicos inhibitorios²¹.

Los terminales nerviosos adrenérgicos que inervan al corazón regulan la respuesta del miocardio durante la anestesia a través del efecto de las catecolaminas (adrenalina y noradrenalina)²⁰, aspecto que se detalla más adelante.

Sistema respiratorio

Las branquias son los órganos respiratorios de los peces. Cumplen primariamente con la función respiratoria, pero además tienen actividades de equilibrio electrolítico, osmorregulación y biotransformación (metabolismo de compuestos exógenos y endógenos)²².

Las branquias están conformadas por tejido cartilaginoso, óseo, muscular y vasos sanguíneos. El número de arcos branquiales varía según los tipos de peces, pero suelen ser cuatro por cada lado en los teleosteos⁸. Los arcos branquiales reciben la irrigación de las arterias branquiales aferentes que se derivan de la aorta ventral. Las estructuras óseas que cubren y protegen a los arcos branquiales son los opérculos.

La ventilación respiratoria en los peces se debe a una acción combinada de la fuerza de bombeo bucal y la succión del opérculo, lo cual permite un flujo continuo de agua sobre el tejido branquial (figura 1.3). Esta ventilación está regulada por la frecuencia y la profundidad de la respiración. La frecuencia respiratoria rutinaria de peces juveniles y adultos está en un rango entre 30 y 70 por minuto²².

La liberación de catecolaminas como respuesta adrenérgica primaria durante el estrés inicial de la anestesia también incide en la fisiología respiratoria y la afinidad del glóbulo rojo por el oxígeno disponible durante un protocolo anestésico. Este aspecto también se describe con mayor detalle en la sección *Respuestas fisiológicas durante la anestesia*.

Sistema endocrino

En esta sección se hablará del sistema endocrino de los peces directamente asociado a la respuesta y ajuste fisiológico durante un protocolo anestésico. Se revisará específicamente la importante regulación que ejerce el eje hipotálamo–hipófisis–tejido interrenal (HHI) durante la anestesia y la recuperación del paciente.

En los vertebrados superiores, no acuáticos, un componente clave de la respuesta moduladora al

estrés es el eje hipotálamo-hipófisis-glándula adrenal (HHA). Los peces tienen una modificación importante con respecto a los vertebrados superiores ya que no tienen glándula adrenal y es el tejido renal el que suple sus funciones. Por ello, en peces es preciso hablar del eje HHI, en lugar del HHA, hipotálamo-hipófisis-glándula adrenal de los mamíferos.

La estimulación para la producción de cortisol y catecolaminas por parte del sector anterior del riñón se inicia desde el hipotálamo y, posteriormente, a través de la corticotropina de la hipófisis⁸.

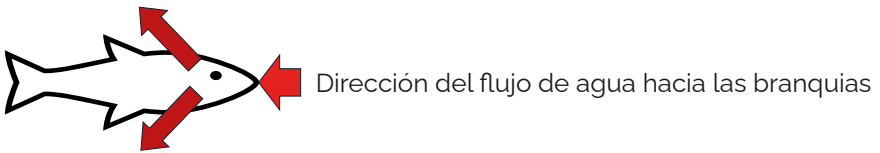


Figura 1.3. Esquema del flujo de agua en el circuito respiratorio

Hígado

El hígado de los peces es uno de los órganos más fácilmente identificables de la cavidad celómica, ubicándose posteriormente al septo transversal. Embriológicamente tiene un origen endodérmico a partir de un divertículo presente en la parte ventral del tracto digestivo⁸. Este órgano, como sucede en otras especies, tiene tres tipos de funciones esenciales: 1) metabolismo, almacenamiento y redistri-

bución de nutrientes y otras moléculas endógenas, 2) formación y excreción de bilis, y 3) metabolismo o biotransformación de compuestos, tanto endógenos como xenobióticos²³. Esta última función también la llevan a cabo las branquias, el riñón y el intestino, pero la carga mayor de esta actividad se da en los hepatocitos.

Uno de los principales roles que cumple el hígado durante la anestesia es la biotransformación o metabolismo de los anestésicos. La biotransformación consiste en una secuencia de reacciones químicas que hacen al compuesto menos afín con los tejidos corporales, disminuyendo su efecto y aumentando su posibilidad de ser excretado al ganar grupos hidrófilos en las reacciones de biotransformación. Según la estructura química y el grado de polaridad de la estructura química del anestésico, la biotransformación es más rápida o más prolongada. Como ejemplos de anestésicos hidrófilos se tiene al metasulfonato de tricaina, cuya excreción es rápida por la presencia del grupo sulfonado, el cual le da una naturaleza hidrofílica, es decir, fácilmente excretable. Por su parte, la benzocaína tiene un mayor tiempo de permanencia en el organismo por carecer precisamente del grupo químico sulfonado, haciendo que su transformación y excreción tomen más tiempo^{1,15}.

En la especie humana y las especies animales superiores es importante determinar las pruebas de función hepática que indican la capacidad de este órgano para metabolizar el anestésico y garantizar la recuperación del paciente luego de una anestesia general²⁴. Las pruebas de función hepática incluyen medición de proteínas plasmáticas, actividad de transaminasas, fosfatasa alcalina y pruebas de coagulación como tiempo de protrombina. Todas estas pruebas están disponibles para peces, e idealmente deberían realizarse como evaluación previa a una anestesia. Los valores de referencia normales en varios grupos taxonómicos de peces y para varios de estos parámetros están disponibles en textos de referencia y facilitan el uso de los anestésicos con un mayor margen de seguridad para los pacientes²⁵.

Adaptaciones fisiológicas durante la anestesia y efectos de algunos factores morfofisiológicos de los peces

Adaptaciones fisiológicas durante la anestesia

La identificación y el registro de las respuestas y los ajustes fisiológicos de un paciente al aplicar un protocolo anestésico son fundamentales para el monitoreo y valoración de todo el proceso. En esta sección se describirán las respuestas fisiológicas de los sistemas corporales directamente involucrados

durante la anestesia. Estas respuestas se enmarcan en las acciones del sistema adrenérgico con el eje HHI, la ocupación de receptores de dolor o nociceptores y el efecto farmacológico de los anestésicos sobre los neurotransmisores según el mecanismo de acción que ejercen al actuar.

Sistema adrenérgico y eje HHI

El estrés es definido como el ajuste homeostático a través del cual un organismo restablece su estado fisiológico alterado por causa de un evento o acción desestabilizante en su entorno¹⁸. El inicio mismo de un protocolo anestésico genera estrés en un pez. Aunque la anestesia busca evitar el estrés al paciente, paradójicamente desde la captura misma del paciente se genera un estímulo que lo desencadena y que debe controlarse.

El estímulo estresante de captura de un ejemplar, previo a la inducción de la anestesia, determina respuestas primarias y secundarias en el organismo como un mecanismo de ajuste fisiológico¹⁹. Las respuestas primarias y de muy rápida presentación luego del estímulo estresante de captura son el incremento en la liberación de cortisol y de catecolaminas. Las respuestas secundarias son consecuencia de los cambios bioquímicos generados por los compuestos liberados en las respuestas

primarias de estrés. Dentro de estas respuestas secundarias se incluyen: aumento en la glicemia y el lactato, descenso en el glicógeno tisular, cambios en osmorregulación (concentraciones de sodio, cloruro y balance hídrico) y cambios en algunos parámetros hematológicos como hematocrito y proteínas plasmáticas. Las respuestas terciarias de estrés, que se asocian más con estímulos crónicos, no se presentan normalmente luego de aplicar un protocolo anestésico convencional, ya que este no tiene una duración tan prolongada. En la figura 1.4 se presentan gráficamente los ajustes primarios y secundarios que sufre el paciente durante la anestesia.

La respuesta neuroendocrina que se da por los efectos primarios y secundarios del estrés, tras la inducción de un plano anestésico en los peces, permite que el paciente anestesiado se ajuste fisiológicamente y asuma el proceso anestésico^{19,39}.

Dentro de las respuestas primarias del sistema neuroendocrino se destaca la estimulación simpática, la cual incrementa la liberación de catecolaminas desde el tejido cromafín del riñón. Las catecolaminas determinan dos acciones importantes en el nivel circulatorio y metabólico: 1) aumento en la perfusión y permeabilidad del tejido branquial, y 2) aumento en

la tasa de glicogenólisis, expresado en un aumento del nivel de glucosa en la sangre^{19,39}.

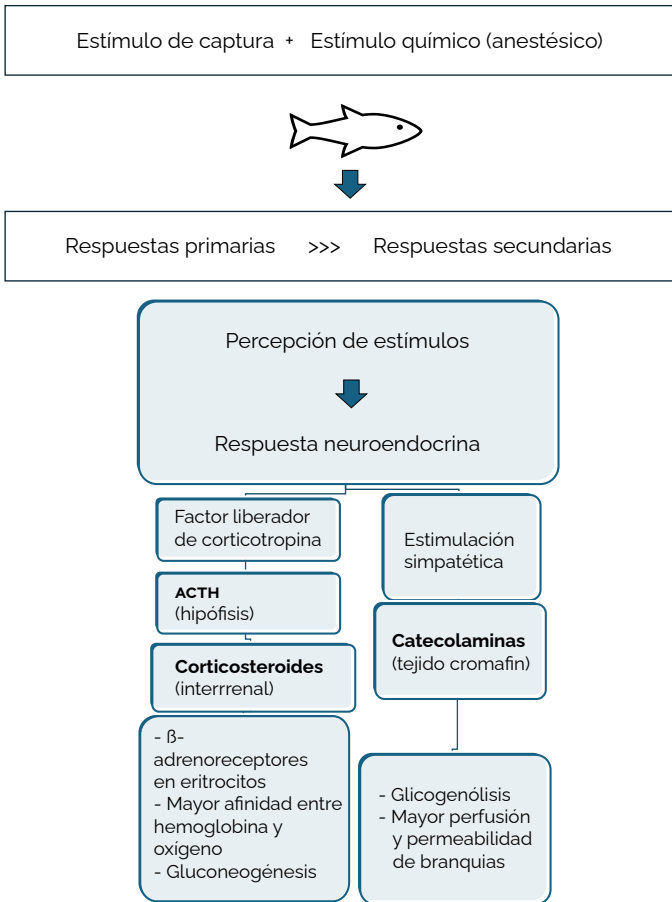


Figura 1.4. Ajustes fisiológicos y bioquímicos de los peces durante el estrés de la anestesia

Fuente: elaboración propia a partir de Barton *et al.*¹⁹ y Moyle y Cech³⁹.

Por su parte, la elevación del factor liberador de corticotropina en el hipotálamo lleva a un aumento en la producción de la hormona adrenocorticotrópica

(ACTH) en la hipófisis y a una subsecuente liberación de cortisol también proveniente del tejido interrenal. El cortisol liberado promueve un incremento en los niveles de glucosa sanguínea por vía del aumento en la tasa de gluconeogénesis. El cortisol también permite que los β -adrenoreceptores de los eritrocitos incrementen la afinidad entre el oxígeno y la hemoglobina del glóbulo rojo^{19,39}. Aunque estas reacciones procuran mantener al paciente anestesiado en una tasa metabólica reducida y con una oxigenación que garantice su metabolismo basal, el lactato va a tener una elevación en la mayoría de los casos como consecuencia del mayor grado de metabolismo anaerobio. Por ello es frecuente encontrar en los pacientes anestesiados, incrementos en niveles de glucosa sanguínea y de lactato plasmático³⁹.

En la tercera parte del libro se presentarán resultados de algunos hallazgos de bioquímica clínica en los protocolos de anestesia que se han desarrollado en nuestros trabajos con varias especies de peces.

Receptores de dolor o nociceptores

El tema de la percepción del dolor en los peces ha sido controversial ya que para algunos autores no existen estructuras en el sistema nervioso de estas especies, a diferencia de los vertebrados superiores, que permitan la percepción del dolor. Se han

planteado posturas antagónicas al respecto que han conducido a controversias como la presentada entre Sneddon²⁹ y Sneddon *et al.*²⁶ que reconocen la percepción del dolor en los peces y opositores a esta como Rose²⁷ y Key²⁸.

Los nociceptores son puntos terminales modificados en los axones que se especializan en percibir cambios mayores en temperatura, presión y quimiorrecepción. Dos tipos de fibras polimodales del dolor se han descrito en los peces: fibras A-delta (A δ) y fibras C. Las primeras son mielinadas y conducen el impulso a una velocidad entre moderada y rápida. Son aferentes y transmiten la percepción de estímulos desagradables para el animal, generando como respuesta un retiro o separación de la fuente de estímulo. Por su parte, las fibras C no son mielinadas y son lentas en la conducción, pero responden a estímulos de mayor intensidad, ya sean causantes de dolor sobreagudo o crónico. Un estímulo de dolor captado por nociceptores se transmite como impulso eléctrico vía cordón espinal, llegando al tálamo, luego a la corteza cerebral y a la neocorteza o centro límbico⁵. La neocorteza o neopallio es la capa más externa del cerebro, presente en reptiles, pero ausente en anfibios y peces³⁰. Esta es la razón fundamental para que algunos de los autores antes

mencionados hayan considerado que debido a la ausencia del neopalio, no existe percepción de dolor en los peces. Sin embargo, Sneddon *et al.*²⁹ y otros autores³² han descrito la presencia de nociceptores en fibras nerviosas de especies como carpas y tilapias, lo cual sustentaría el hecho de la percepción de dolor en estas, a pesar de la ausencia del neopalio.

La neuroanatomía no es el único elemento a considerar para demostrar la percepción de dolor en una especie. Existen parámetros subjetivos y objetivos que también pueden emplearse en esta evaluación. Dentro de los subjetivos, se utilizan la postura corporal, el patrón de nado, el apetito, el posicionamiento espacial (cerca a aireadores o termostatos), entre otros. Los objetivos incluyen mediciones de frecuencia cardíaca y respiratoria, valores de parámetros de hematología, y química sanguínea, entre otros⁵. En este sentido, se ha demostrado que el incremento en la frecuencia respiratoria y cardíaca son respuestas que se dan en peces como la trucha marrón (*Salmo trutta*) cuando son sometidas a estrés de manejo, o en el caso de la trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) cuando hay estímulos irritantes con químicos del tipo ácido acético o con toxinas producidas por las abejas^{26,31}. Con respecto al uso de parámetros hematológicos o de química sanguínea, se pueden

utilizar o aplicar en la evaluación indirecta del dolor en las especies en donde se haya determinado previamente la línea base o valores normales de estos parámetros⁵.

Weber⁵ plantea que, independientemente de que se haya o no demostrado la presencia de las vías neuroanatómicas o neurofisiológicas responsables del dolor en los peces, debe primar siempre el interés por aplicar todas las acciones de manejo que garanticen el bienestar animal y disminuyan el estrés y el dolor, como se hace en otras especies animales cuando se ejecutan los protocolos anestésicos⁵.

Neurotransmisores

Los neurotransmisores son moléculas sintetizadas endógenamente que permiten la conducción de información a través de las sinapsis entre neuronas, de una neurona a una célula muscular, o de una neurona a un tejido glandular. El neurotransmisor es liberado desde las vesículas presinápticas, luego va a la sinapsis y se acopla a los receptores de la célula blanco, lo cual determina una respuesta por parte de esta gracias a la interacción bioquímica con el neurotransmisor^{7,33}. La mayoría de los neurotransmisores de los vertebrados superiores también han sido identificados en los peces, como ya se describió en secciones anteriores.

Es importante reconocer las reacciones y cambios bioquímicos que se dan en la actividad de los neurotransmisores como consecuencia de los mecanismos de acción de los agentes anestésicos. La interacción química de estos últimos con los receptores de los neurotransmisores permite entender los efectos de la acción anestésica sobre los pacientes tratados. A continuación, se describen los principales sistemas de neuroreceptores, neurotransmisores y su relación con los efectos de los anestésicos más usados.

Canales de sodio

La conducción de los impulsos nerviosos en las neuronas se hace a través de la transmisión del potencial de acción a lo largo del axón y por vía de gradientes electroquímicos. En la membrana axonal, la serie de canales ionóforos de sodio (Na^+) y potasio (K^+) dispuestos a lo largo de esta, permite a través de su apertura inicial el flujo de Na^+ desde el exterior hacia el interior de la membrana celular, lo que cambia el estado de reposo (-60, -70 mV) a uno positivo (+45 mV) por el influjo de este catión. Posteriormente, y una vez se ha transmitido el potencial de acción, la membrana debe volver a un estado de reposo por vía de apertura de los canales de K^+ que conducen este catión hacia el exterior de la membrana. Adicionalmente, la Na^+/K^+ -ATP-asa, enzima constitutiva

de la membrana celular, complementa la función de los canales restableciendo las concentraciones iónicas del estado de reposo mediante el transporte de los iones Na^+ y K^+ hacia el exterior de la membrana alcanzando un nuevo estado de reposo³³.

En mamíferos se han identificado por lo menos cinco diferentes sectores en los canales de sodio que son receptores de varios tipos de agonistas. Los estudios en peces, con respecto a los canales de sodio, han mostrado semejanzas y diferencias en comparación con los de los mamíferos. El sitio 1 del receptor, tanto en mamíferos como en peces, parece ser el responsable de acoplar agonistas que bloquean el flujo de ion sodio y por ende la transmisión del impulso, lo cual estaría directamente relacionado con la forma como actúan varios anestésicos. Los sitios 2 al 5 se asocian al mecanismo contrario, es decir, aceptan agonistas del tipo toxinas de origen animal, que ejercen el efecto contrario al mantener abiertos los canales de sodio³³.

Dentro de los anestésicos que ejercen su acción a través del mecanismo de bloquear el flujo de ion sodio a través de los canales respectivos se encuentran benzocaína, metasulfonato de tricacaína, eugenol y propofol^{1,33}.

Sistema Gabaérgico

El ácido gama-aminobutírico (GABA) es el más importante neurotransmisor inhibitorio en el SNC de los vertebrados^{7,34}. En el cerebro hay dos tipos de receptor GABA: A y B. El GABA_A está acoplado a un canal de cloruro (Cl⁻). Cuando el neurotransmisor GABA se une a la subunidad A del receptor, se incrementa la permeabilidad de la membrana postsináptica al flujo del anión cloruro, haciendo que esta se hiperpolarice (carga aún más negativa que el estado de reposo -60 mV, -70 mV) y esté menos apta para responder a un estímulo y transmitir el impulso. Dentro de los agonistas reconocidos a la subunidad A están las benzodiazepinas y los barbitúricos³³; estos últimos importantes anestésicos con algunas aplicaciones en peces¹. Otros dos anestésicos de uso frecuente en peces y que son agonistas de la subunidad A del GABA son propofol, eugenol y mentol^{1,35,36}.

Sistema glutamato

El glutamato y el aspartato son aminoácidos neurotransmisores que actúan en la mayoría de las sinapsis excitatorias neuronales. Estos dos actúan sobre receptores tanto ionotrópicos como metabotrópicos³³. Los receptores ionotrópicos han sido también identificados en peces, lo cual se asocia con una activación llevando a la apertura de canales para el flujo de calcio/sodio y la subsecuente des-

polarización de la membrana nerviosa. Así como se mencionó la interacción del mentol con el receptor GABA_A como agonista dentro de su mecanismo de acción, también se han atribuido sus roles como anestésico y analgésico, a una interferencia con el flujo de iones de calcio, que involucraría indirectamente interacciones con los neurotransmisores excitatorios mencionados en esta sección. Sin embargo, el mecanismo exacto de acción del mentol sigue siendo estudiado para determinarlo con una mayor precisión^{36,38}.

Sistema catecolaminérgico

El sistema catecolaminérgico, si bien no está directamente asociado con mecanismos específicos de anestésicos, está conectado con el evento anestésico, particularmente a través de la liberación de sus principales neurotransmisores: norepinefrina, epinefrina y dopamina. Esto sucede desde la captura del ejemplar, luego con la inducción del plano anestésico y por el estrés que se genera en cada una de estas fases^{7,33}.

En los peces, los receptores adrenérgicos $\alpha 1$, $\alpha 2$ y β son mediadores de sus acciones en formas muy similares a las conocidas en mamíferos. Por su parte, los receptores dopaminérgicos D1 y D2 están presentes también en los peces, aunque no se hacen

distinciones de subtipos, como sucede en vertebrados superiores. Tal y como se ilustró en la figura 1.4, la liberación de catecolaminas es un proceso primario de respuesta al estrés de captura y de inducción anestésica que se hace desde las células cromafines del riñón por estimulación simpática y con cambios fisiológicos importantes en la función cardíaca y el metabolismo (glicogenólisis y mayor permeabilidad de tejido branquial)¹⁹.

Efectos de algunos factores morfofisiológicos del paciente en la anestesia

Algunas variables de índole biológico como especie, edad, sexo/género, factor de condición, peso corporal, fase de desarrollo corporal y sexual, entre otras, pueden modificar las respuestas de los pacientes a los protocolos de anestesia. Algunas de estas se analizarán a continuación.

Especie. El factor especie y las variaciones que este determina en la respuesta a los anestésicos son fácilmente previsible frente a la gran cantidad de especies de peces existentes (> 30 000). La configuración anatómica incluyendo estructura de tejido branquial, tasas metabólicas diferentes entre peces activos y sedentarios y las diferencias en la capacidad de biotransformar o metabolizar los anestésicos

son factores que permiten explicar las diferentes respuestas esperadas entre las especies¹.

Peso corporal. Es una variable que ha dado resultados contradictorios en lo referente a su efecto en la anestesia. En algunos estudios se le muestra como una variable que modifica el tipo de respuesta⁴¹; en concreto, con un mayor peso y talla corporales se aumentan los tiempos de inducción y de recuperación de la anestesia, situación que se ha confirmado en especies como trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) pero no en otras como la trucha marrón (*Salmo trutta*) o el salmón del Atlántico (*Salmo salar*)⁴⁰.

Factor de condición corporal y proporción de tejido adiposo. La condición corporal del paciente, su ajuste a la talla según la edad y la distribución porcentual del tipo de tejido (muscular, adiposo) que conforman su estructura son también importantes para entender las variaciones en respuestas a los protocolos anestésicos. La permanencia de los anestésicos en los tejidos corporales del paciente depende de la afinidad química del compuesto y la composición tisular. Anestésicos muy usados como la benzocaína, que se estudiará en detalle posteriormente, tiene gran afinidad por el tejido graso ya que es liposoluble. Esto permitiría pensar que en animales adultos y hembras con madurez reproductiva, en donde la

proporción de tejido graso se aumenta, el proceso de recuperación de la anestesia tomaría más tiempo por la menor velocidad de excreción de los metabolitos anestésicos¹.

Tasa metabólica. La temperatura determina en parte las variaciones en la tasa metabólica y la velocidad con la que las reacciones corporales se llevan a cabo en los peces. Estas especies al ser poiquiloterms o ectoterms ajustan la temperatura corporal de acuerdo con la del agua en la cual están alojados. Varios estudios han mostrado que a mayores temperaturas hay un menor tiempo de inducción de la anestesia y un menor tiempo de recuperación del individuo, lo cual beneficia la velocidad con la que se puedan ejecutar los procedimientos⁴⁰⁻⁴². Sin embargo, la temperatura a la que se lleva a cabo el procedimiento debe estar ligada al confort fisiológico de la especie, ya que un cambio en esta variable puede generar un estrés y efectos importantes en la fisiología y la tasa metabólica del paciente en detrimento de su condición y posterior recuperación⁴¹.

Referencias

1. Ross LG, Ross B. Anaesthetic and Sedative Techniques for Aquatic Animals. 3rd ed. New Jersey: Blackwell; 2008.
2. Green CJ. Animal Anaesthesia. Laboratory Animal Handbooks. Vol 8. U of Michigan, London; 1979. 300 p.

3. Heavner JE. Animal Models and Methods in Anaesthesia Research, In: Gay WI (ed.). Methods in Animal Experimentation. Vol 8. Academic Press, New York; 1981. 400 p.
4. Riedesel DH. Anesthetics. In: Pharmacology, FH Ahrens (ed). The National Veterinary Medical Series. Blackwell Publishing. Ames, Iowa; 2007. 85-110 pp.
5. Weber III ES. Fish analgesia: pain, stress, fear aversion, or nociception? Vet Clin Exot Anim, 2011; 14:21-32.
6. Besson JM. The neurobiology of pain. Lancet, 1999; 353:1610-1615.
7. Bradbury SP, Carlson RW, Henry TR, Padilla S, Cowden J. Toxic Responses of the Fish Nervous System. In: The Toxicology of Fishes, RT Di Giulio, DE Hinton (eds). CRC Press; 2008. 417-456 pp.
8. Rojo AL. Diccionario Enciclopédico de Anatomía de Peces. Monografías Instituto Español de Oceanografía, Ministerios de Agricultura Pesca y Alimentación. 1988; (3): 566 p.
9. Bone Q, Moore RH. The Biology of Fishes. 3rd Ed. Taylor y Francis. New York; 2008. 478 p.
10. Bissoli R, Contestabile A, Niso R, Szabo T. Regional levels of cholinergic, GABAergic and excitatory amino acidic transmitters in fish telencephalon. Comp Biochem Physiol. 1989; 93C:317-320.
11. Brantley RK, Bass AH. Cholinergic neurons in the brain of a teleost (*Porichthys notatus*) located with a monoclonal antibody to choline acetyltransferase. J Comp Neurol. 1988; 275: 87-105.

12. Khan NA, Troutand D, Moulinoux JP, Deschaux P. Characterization of serotonin receptors in fish brain: polyamines inhibit the binding process. *Neurosci Res Commun.* 1996; 18:97-105.
13. Sas E, Maler L, Tinner B. Catecholaminergic systems in the brain of gymnotiform teleost fish: an immunohistochemical study. *J Comp Neurol.* 1990; 292:127-162.
14. Stoskopf M. Anaesthesia In L. Brown (ed). *Aquaculture for Veterinarians: Fish Husbandry and Medicine.* Pergamon Press. New York; 1993. 161-167 pp.
15. Brown L. Anesthesia and Restraint. In M. Stoskopf (ed) *Fish Medicine.* WB Saunders Co. Philadelphia; 1993. 79-90 pp.
16. Iwama GK, McGeer JC, Pawluk MP. The effects of five fish anesthetics on acid-base balance, hematocrit, cortisol and adrenaline in rainbow trout. *Can J Zool.* 1989; 67:2065- 2073.
17. Ackerman PA, Morgan JD, Iwama GK. *Anesthetics. Canadian Council of Animal Care. Guidelines.* Ottawa, Canada. 2005; 22 p.
18. Barton BA, Iwama GK. Physiological changes in fish from stress in aquaculture with emphasis on the response and effects of corticosteroids. *Annu Rev Fish Dis.* 1991; 1:3-26.
19. Barton BA, Morgan JD, Vijayan MM. Physiological and condition-related indicators of environmental stress in fish. In SM Adams (ed). *Biological Indicators of Aquatic*

- Ecosystem Stress. American Fisheries Society, Bethesda, MD, USA; 2002. 111-148 pp.
20. Reinert R. Fish physiology. In JB Gratzek (ed) *Aquariology: The Science of Fish Health and Management*. TetraPress. Morris Plains, NJ, USA; 1992. 161-186 pp.
 21. Ferrell AP. Cardiovascular system. In DH Evans (ed). *The Physiology of Fishes*. CRC Press, Boca Raton, FL, USA; 1993. 219-250 pp.
 22. Perry SF, McDonald G. Gas exchange. In DH Evans (ed). *The Physiology of Fishes*. CRC Press, Boca Raton, FL, USA; 1993. 251-278 pp.
 23. Hinton DE, Segner H, Au D, Kullman SW, Hardman RC. Liver Toxicity. In: *The Toxicology of Fishes*, RT Di Giulio, DE Hinton (eds). CRC Press; 2008. 327-400 pp.
 24. Strunin L, Davies JM. The liver and anaesthesia. *Can Anaesth Soc J*. 1983; 30 (2): 208-217.
 25. Stoskopf MK. Clinical Pathology. In MK Stoskopf (ed). *Fish Medicine*. Saunders, Philadelphia, USA; 1993. 113-131 pp.
 26. Sneddon LU, Braithwaite VA, Gentle MJ. Do fish have nociceptors? Evidence for the evolution of a vertebrate sensory system. *Proc Biol Sci*. 2003; 270: 1115-1121.
 27. Rose JD. The neurobehavioral nature of fishes and the question of awareness of pain. *Rev Fish Sci*. 2002; 10: 1-38.
 28. Key B. Fish do not feel pain and its implications for understanding phenomenal consciousness. *Biol Phil*. 2015; 30: 149-165.
 29. Sneddon LU. Clinical anesthesia and analgesia in fish. *J Exot Pet Med*. 2012; 21: 32-43.

30. Dart RA. The dual structure of the neopallium: its history and significance. *J Anat.* 1934; 69: 3-19.
31. Laitinen M, Valtonen T. Cardiovascular, ventilatory and total activity responses of brown trout to handling stress. *J Fish Biol.* 1994; 45: 933-942.
32. Roques JAC, Abbink W, Geurds F. Tailfin clipping, a painful procedure: studies on Nile tilapia and common carp. *Physiol Behav.* 2010; 101: 533-540.
33. Hahn ME, Hestermann EV. Receptor-mediated mechanisms of toxicity. In: *The Toxicology of Fishes*, RT Di Giulio, DE Hinton (eds). CRC Press; 2008. 235-272 pp.
34. DeLory TM, Olsen RW. GABA and glycine. In *Basic Neurochemistry*. GJ Siegel, BW Agranoff, RW Albers, PB Molinoff (eds). Raven Press, New York; 1994. 389-400 pp.
35. Rucinque DS, Polo G, Borbón J, González-Mantilla JF. Anesthetic use of eugenol and benzocaine in juveniles of red tilapia (*Oreochromis sp.*). *Rev Col Cienc Pec.* 2017; 30: 60-66.
36. Kasai M, Hososhima S, Yun-Fei L. Menthol induces surgical anesthesia and rapid movement in fishes. *The Open Neurosci J.* 2014; 8: 1-8.
37. Peng YW, Blackstone CD, Huganir RL, Yau KW. Distribution of the glutamate receptor subtypes in the vertebrate retina. *Neuroscience.* 1995; 66: 483-497.
38. Pergolizzi JV, Taylor R, LeQuang BA, Raffa RB. The role and mechanism of action of menthol in topical analgesic products. *J Clin Pharm Ther.* 2018; 43: 313-319.

39. Moyle PB, Cech Jr JJ. Hydromineral balance. In Fishes, An Introduction to Ichthyology. 3 th ed. Prentice Hall, New Jersey; 1996. 77-93 pp.
40. Hoskonen P, Pirhonen J. Temperature effects on anaesthesia with clove oil in six temperate-zone fishes. J Fish Biol. 2004; 64: 1136-1142 pp.
41. Zahl IH, Kiessling A, Samuelsen OB, et al. Anaesthesia of Atlantic cod (*Gadus morhua*) - effect of pre-anaesthetic sedation and importance of body weight, temperature and stress. Aquaculture. 2009; 295: 52-59 pp.
42. Mylonas CC, Cardinaletti G, Sigelaki I. et al. Comparative efficacy of clove oil and 2-phenoxyethanol as anesthetics in the aquaculture of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and gilthead sea bream (*Sparus aurata*) at different temperatures. Aquaculture. 2005; 246: 467-481.

Tipos de anestesia y principales anestésicos usados en peces

En el segundo capítulo del presente texto se discutirán los principales tipos de anestesia según las vías de aplicación o exposición de los agentes anestésicos, a saber: inmersión-inhalación, vía parenteral y vía oral^{1,5}. También se discutirá la anestesia aplicada por medios físicos como la electroanestesia y el choque térmico¹. En la segunda sección se describirán las más importantes características de los principales agentes químicos que se utilizan como anestésicos en peces.

Tipos de anestesia en peces

Anestesia por inmersión-inhalación

La anestesia por inmersión-inhalación en peces se fundamenta en la disolución de un agente químico en el agua para que por vía branquial y en menor grado cutánea, se absorba el compuesto, sea puesto en circulación y luego distribuido al sistema nervioso central en donde ejerce su acción anestésica¹. La anestesia por inmersión en los peces es análoga a

la que se da por inhalación de gases en animales terrestres².

En la anestesia por inmersión se utiliza y aplica el concepto de *concentración anestésica*, a diferencia del concepto de *dosis anestésica*. Esto se debe a que la progresión de la anestesia depende de la cantidad de anestésico que se disuelve por unidad de volumen del agua que sirve como solvente, y que el animal absorbe desde esa fuente. Dependiendo de la concentración de anestésico utilizada y el tiempo de inmersión del paciente en la solución, se tendrá el plano anestésico adecuado según el procedimiento que se vaya a realizar: desde una sedación ligera para hacer biometría y toma rápida de muestras hasta un plano profundo para realizar una cirugía.

La disolución apropiada del anestésico en el agua donde será sumergido el paciente depende de la naturaleza química del producto. Hay principios activos que son hidrosolubles y se adicionan directamente al agua del acuario en la cantidad apropiada según la concentración anestésica requerida. Otros anestésicos requieren de un solvente orgánico (por ejemplo, alcohol y acetona) para que se genere una mezcla homogénea de estos con el agua, ya que son de naturaleza lipófila (hidrófoba) y necesitan de algunos de los solventes antes mencionados.

Procedimiento general en una anestesia por inmersión-inhalación

El protocolo a seguir en la anestesia por inmersión-inhalación, incluye los siguientes pasos:

- 1) Escoger el anestésico más apropiado para el paciente de acuerdo con la información conocida para la especie (facilidad de inducción, efectividad en el mantenimiento del plano anestésico, seguridad o menor riesgo de efecto adverso).
- 2) Determinar la concentración a utilizar y preparar la solución anestésica ya sea que requiera de un solvente o para aplicación directa. En el capítulo 3 de este libro se explicará en detalle el manejo de cálculos para preparación de anestésicos.
- 3) Mantener una fuente de oxigenación en el agua del acuario de anestesia a través de un difusor o bomba de aire.
- 4) Preparar el acuario de recuperación del paciente para su uso luego del protocolo anestésico. Este acuario debe llenarse con agua que tenga un buen nivel de saturación de oxígeno y que esté a una temperatura en el rango de confort de la especie.
- 5) Para iniciar la inducción del paciente se le traslada al acuario de anestesia luego de haber disuelto el anestésico escogido. Esta inmersión permitirá la inducción del plano anestésico requerido. Es importante disponer de un cronómetro para poder hacer el monitoreo del tiempo que va transcurriendo desde la inducción hasta lograr el plano requerido

(figura 2.1). 6) Identificar los principales cambios que presente el paciente y que determinan la inducción de la anestesia; estos son:

- Disminución de movimiento corporal. El ejemplo se ubica usualmente en una de las esquinas del acuario.
- Reducción o suspensión de la frecuencia respiratoria. Esto se establece por una menor frecuencia o en algunos casos, ausencia de movimientos operculares.
- Pérdida parcial o total del eje de nado del paciente. Paciente apoyado sobre un lado de su cuerpo en el fondo del acuario.

Estos primeros seis puntos descritos, están comprendidos dentro de la *fase de inducción*. El plano anestésico alcanzado en esta etapa permite llevar a cabo varios tipos de procedimientos como toma de biometría, valoración clínica del paciente, incluyendo la toma de muestras/biopsias, e incluso cirugías rápidas que tomen pocos minutos, como la resección de tumores externos pequeños.

Para procedimientos prolongados, la *fase de inducción* puede ser insuficiente ya que el paciente empieza a retornar a la normalidad, abandonando la condición de sedación, narcosis y analgesia que se requieran para concluir dicho procedimiento.



a) El ejemplar koi aún mantiene su eje de nado y ya muestra mínima movilidad corporal, ubicándose en una de las esquinas del acuario.



b) El ejemplar de goldfish ya ha perdido su eje de nado. Se encuentra en una fase más avanzada de inducción que la mostrada por el ejemplar koi.

Figura 2.1. Ejemplares de koi (*Cyprinus carpio*, koi) (superior) y goldfish (*Carassius auratus*) (inferior) durante la inducción de anestesia

Situaciones en donde se requiere practicar una cirugía en cavidad celómica o una resección tumoral externa que compromete otras estructuras corporales, son buenos ejemplos de procedimientos que seguramente requerirán una prolongación de tiempo en el plano profundo. En estos casos se necesita una segunda parte del protocolo a la que se denomina *fase de mantenimiento del plano anestésico*.

La *fase de mantenimiento* puede llevarse a cabo en dos formas diferentes:

1. Aplicar la solución anestésica que se preparó para la inducción directamente sobre el tejido branquial del paciente. Esto debe practicarse si el paciente que se encuentra por fuera del agua empieza a mostrar algunos reflejos que indican la salida del plano anestésico profundo, por ejemplo: boqueo, movimientos corporales, respuesta de sensibilidad ante estímulos como punción con una aguja, entre otros. La forma más práctica de llevar a cabo este procedimiento es levantar el opérculo, al que se pueda acceder fácilmente, y perfundir el tejido branquial con el anestésico, aplicando con una jeringa sobre los arcos branquiales. Esta acción puede repetirse varias veces si es necesario hasta que se culmine el procedimiento (figura 2.2).



a) Para mantener al ejemplar en el plano anestésico después de la inducción, se toma una jeringa y se llena con la solución anestésica. Se levanta el opérculo para aplicar el anestésico.



b) Al levantar el opérculo se aprecia el tejido branquial sobre el cual se va a aplicar el anestésico para así mantener al paciente anestesiado.

Figura 2.2. Ejemplar de goldfish recibiendo anestésico directamente sobre el tejido branquial

Otra forma de aplicar directamente sobre las branquias una solución anestésica es con aerosoles o atomizadores que la contengan. Este método también se usa en peces cuando la inmersión en un acuario de anestesia no es fácil de practicar. Entre los primeros registros de este método están el reportado por Gilbert y Wood, citados por Ross y Ross¹, que lo usaron en tiburones, aplicando directamente sobre las hendiduras branquiales una solución de metasulfonato de tricaina como anestésico. Esto lo hicieron mientras sostenían la cabeza de los tiburones sujeta por una cuerda. Definitivamente, un método primario y de gran riesgo para los practicantes.

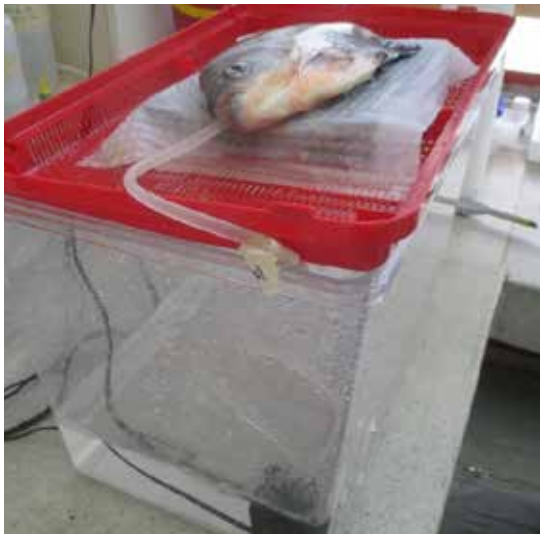
2. La segunda forma de mantener el plano anestésico para un procedimiento prolongado es usar un *sistema de recirculación*. Este se logra a través de una bomba sumergible que se ubica en el fondo del acuario y que permite, a través de una manguera, el flujo de anestésico a las branquias ingresando por la cavidad oral del paciente. La manguera ingresa por la boca del animal, perfunde el tejido branquial con el anestésico y luego la solución anestésica sale por el borde posterior del opérculo volviendo al fondo del acuario. Esto se da gracias a que la superficie o cubierta del acuario sobre la cual descansa el

paciente tiene perforaciones que permiten el paso de la solución al fondo del acuario, permitiendo la recirculación por el tiempo que sea necesario (figura 2.3). Este sistema también es conocido como *sistema de distribución de anestesia para peces* (FADS, por sus siglas en inglés)⁴. Los detalles de este procedimiento con las concentraciones recomendadas de anestésico se describen en el capítulo 3 del texto para varias especies con diferentes protocolos.

Hay una variante al sistema que se acaba de describir y es la denominada *anestesia por inhalación con ventilación asistida*. Aquí, en comparación con lo descrito hasta ahora, se adiciona un sistema paralelo de recirculación de agua libre de anestésico que puede alternarse con el sistema de recirculación de anestésico, según el grado de profundidad del plano o la necesidad de ir terminando el proceso de anestesia con el paciente¹.



a) El ejemplar recibe la solución anestésica a través de la manguera en su cavidad oral. El anestésico se trasporta desde el fondo por medio de una bomba, sale por el borde posterior del opérculo y regresa al acuario.

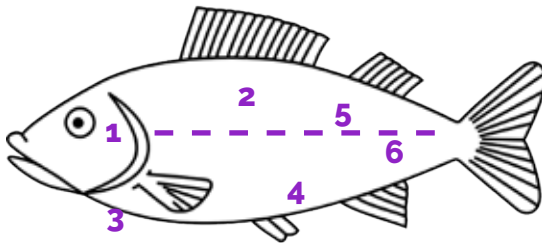


b) Disposición del tanque para mantenimiento de anestesia. Al fondo se aprecia la solución anestésica y la bomba que permite el flujo del anestésico a través de la manguera.

Figura 2.3. Disposición de ejemplar de cachama blanca (*Piaractus brachipomus*) en la fase de mantenimiento de anestesia (recirculación)

Anestesia parenteral

La anestesia por vía parenteral en los peces se utiliza en menor proporción que la de inmersión-inhalación. Una de las razones fundamentales es que la vía parenteral, cuando es ejecutada, genera un estrés previo de captura y sujeción del paciente para acceder a alguna de las vías parenterales e inyectar el anestésico. Si bien en la vía inhalatoria por inmersión también hay estrés durante la captura y el traslado del paciente al tanque, no se requiere de la sujeción y punción con aguja, como sí es necesario en la parenteral.



1. Seno orbital
2. Seno venoso aleta dorsal
3. Corazón
4. Intrapéritoneal
5. Intramuscular
6. Intravascular (punto de acceso a vena caudal en dirección ventral desde la línea lateral).

Figura 2.4. Puntos de acceso a vías parenterales de anestesia en peces

Las rutas parenterales que se utilizan en anestesia de peces son intrapéritoneal o intracelómica, intravascular e intramuscular (figura 2.4). El acceso a estas rutas es dependiente de factores como el

tamaño propio de la especie y la edad del individuo asociada con la talla que ha alcanzado^{1,2}.

Anestesia por vía intraperitoneal

Es la más usada de las parenterales. La inyección se hace en un punto ventral a la línea lateral y dado que la absorción del anestésico se da por los vasos de los órganos del sistema digestivo, la inducción de la anestesia es más lenta^{1,2}. Una de las recomendaciones importantes al administrar inyecciones por vía intraperitoneal es el ayuno previo del paciente, al menos 12 horas, para disminuir el riesgo de perforar las asas intestinales u otros órganos de la cavidad celómica que se pudieran encontrar pletóricos con alimento parcialmente digerido. Se presume que un paciente que vaya a ser sometido a una anestesia general, por cualquiera de las vías de aplicación del anestésico, deberá ser sometido a un ayuno previo como una de las medidas preparatorias del protocolo anestésico².

Anestesia por vía intravascular

Es una vía de más fácil ejecución en animales de mayor talla. Principalmente se utiliza la vena caudal para acceder al sistema circulatorio, vaso sanguíneo que corre a lo largo de la línea lateral. Otros puntos de acceso al sistema sanguíneo serían los senos orbitales, los senos que rodean la base de aleta

dorsal, la arteria caudal, las aortas ventral y dorsal o inclusive el corazón¹ (figura 2.4). El riesgo que se corre con la vía intravascular es causar daño al tejido vascular al manejar la aguja, en particular cuando no se ubica rápidamente el vaso sanguíneo seleccionado y se hacen varias punciones para lograrlo². El corazón es otra opción para inyectar directamente un anestésico. Esta es una opción sólo recomendada en casos de amplia experiencia por parte de quien la ejecuta, ya que puede ser letal para el paciente.

Anestesia por vía intramuscular

El músculo esquelético de los peces está dividido fundamentalmente en rojo y blanco⁶. El primero es más vascularizado y por ello es ideal para que a través de los vasos sanguíneos que lo nutren, el anestésico sea rápidamente distribuido. La proporción y ubicación del músculo rojo en las diferentes especies de peces es variable y por ello se hace difícil precisar el punto de inyección adecuado. Por debajo del músculo rojo hay una zona más amplia de músculo blanco, también conocido como del tipo mosaico. Este músculo es menos vascularizado y no ofrece el mejor punto de distribución para un anestésico que se inyecte allí. Si se tiene certeza sobre el área corporal donde está situado el músculo rojo, se recomienda que la inyección se haga ubicando la

jeringa en forma oblicua y que la punción no sea muy profunda para evitar ubicarse en la zona de músculo blanco. También se recomienda que para evitar el reflujo del líquido inyectado se haga presión sobre el punto de inyección, una vez se extrae la aguja¹. Por las anteriores consideraciones, la vía intramuscular no es tampoco una de las más usadas en anestesia de peces dadas las ventajas de la vía inhalatoria mediante inmersión en solución anestésica.

Anestesia por vía oral

La vía oral para suministro de anestésicos en peces tiene un uso muy limitado en comparación con la inhalatoria y la parenteral. Si bien la vía oral se muestra como un método alternativo y novedoso para administración de anestesia en peces, los aspectos técnicos ligados a la incorporación del fármaco al alimento y lograr una buena homogenización del compuesto pueden dificultar su uso. El tiempo que toma la absorción del anestésico desde la fuente alimenticia, por vía digestiva, también puede ser un factor que haga menos efectiva esta vía¹⁷.

Anestesia por medios físicos

Anestesia por choque térmico

El choque térmico, como método físico para inducir anestesia en peces, se refiere concretamente a la

inducción de hipotermia en el paciente mediante la incorporación de cubos de hielo u otro material refrigerante en el tanque o acuario de anestesia. Es un método reportado desde hace mucho tiempo⁷ y ofrece algunas ventajas en comparación al uso de agentes químicos. Entre las ventajas se tienen: economía, no eliminación de residuos al ambiente después de terminar el procedimiento y no interferencia con cambios en la bioquímica del ejemplar anestesiado, ya que no hay absorción de agentes químicos.

La reducción de la temperatura corporal en forma significativa disminuye la tasa metabólica del paciente y su consumo de oxígeno. La hipotermia como método físico de anestesia, aunque induce la inmovilización del paciente y genera una menor respuesta a estímulos, no logra un grado importante de analgesia y, por ende, no cumple con todo lo que debe reunir un plano anestésico profundo¹. Por lo tanto, no es un método apropiado para procedimientos invasivos como los quirúrgicos. También se ha reportado que la hipotermia genera en algunos casos desbalances iónicos que conducen a efectos en la salud del paciente e inclusive la muerte¹.



a) Toma inicial de temperatura del agua usando termómetro para controlar el descenso posterior de la misma.



b) Los ejemplares son ubicados en el tanque y se procede a bajar la temperatura mediante la adición de cubos de hielo o de "pilas" refrigerantes previamente congeladas. El ejemplar que aparece en el extremo izquierdo ya muestra pérdida del eje de nado (2-4 °C).

Figura 2.5. Disposición de tanque para anestesia mediante choque térmico en ejemplares de goldfish

Es importante tener presente las implicaciones que tiene la inducción de la hipotermia mediante un enfriamiento súbito o si se hace de forma gradual. El primero genera riesgos que en algunos casos provocan la muerte del paciente por la drasticidad y rapidez con la que se lleva a cabo el cambio de temperatura. El cambio gradual, por su parte, es más seguro, menos estresante, pero más lento en producir el efecto en el paciente (figura 2.5). Se estima que peces de aguas templadas y tropicales, llegan a un plano de narcosis cuando se alcanza una temperatura de 4 °C en el agua, y luego tiene un regreso a la normalidad en un tiempo relativamente corto⁸.

En especies de aguas frías como los salmónidos (truchas, salmones) se requiere bajar la temperatura más allá de los 4 °C, si se pretende inducir un plano de narcosis leve o profunda. Ejemplares de salmón rosado (*Oncorhynchus gorbuscha*) fueron sometidos a temperaturas inferiores a 0 °C (de -1.5 a -6.0 °C), encontrando que este rango de temperatura fue efectivo para ejecutar procedimientos de corta duración, pero al mismo tiempo generó cambios en la osmorregulación y el equilibrio iónico⁹.

A pesar de las ventajas que se mencionaron en la inducción de la hipotermia para alcanzar un plano de narcosis, se considera que es un método con un

relativo bajo margen de seguridad para el paciente. Sin embargo, en protocolos de investigación donde se requiere la toma de muestras sanguíneas o de otros tejidos para hacer pruebas bioquímicas es útil ya que evita las interferencias que pueda causar el anestésico químico y, particularmente útil si los ejemplares experimentales no requieren mantenerse vivos luego del muestreo.

Electroanestesia

La electricidad ha sido utilizada para varios fines en los peces; el primero de estos es la captura durante faenas de pesca en lugares donde se cuenta con los medios técnicos para hacerlo. Para el tema de interés en este libro se hablará, sin entrar en detalles mayores, sobre el uso de la corriente eléctrica para generar electroanestesia o electronarcosis¹. Estos dos términos aluden al uso de la corriente eléctrica directa o alterna con este propósito. Hay otro término, galvanonarcosis, que designa el uso de corriente directa para inmovilizar transitoriamente a los peces, pero sin alcanzar la categoría de anestesia. Por esta descripción, que podría confundir hasta cierto punto, varios autores han acordado limitarse a dos términos: *galvanonarcosis*, para los efectos de la aplicación de una corriente directa, y *electroanestesia*, para los efectos causados por el suministro de una corriente alterna^{1,10}.

La electricidad con fines de sedación se estudió inicialmente en mamíferos, pero los resultados desde los primeros ensayos no fueron muy alentadores. Entre los efectos indeseables se reportaron hipertermia, convulsiones, incremento de presión arterial y depresión respiratoria, entre otros¹⁰. Se pensó entonces en su aplicación en peces, para lo que fue necesario hacer ajustes en los protocolos. Sin encontrar resultados completamente satisfactorios en todas las especies, se observó que el método permite una inducción rápida y, por su naturaleza, no deja residuos químicos. Así, se encontró cierta aplicabilidad de la electricidad como método alternativo; sin embargo, la anestesia con medios químicos sigue siendo a la fecha el tipo de anestesia más utilizado para estas especies^{1,10}.

Debido a las diferencias en la salinidad que tienen los tres tipos de agua: dulce, salada y salobre, la electroanestesia es más fácil de ejecutar en agua dulce, teniendo como base la conductividad derivada de la concentración iónica correspondiente y que en el caso de las aguas saladas hace más difícil la aplicación del procedimiento¹.

Los pasos esenciales para llevar a cabo una electroanestesia son los siguientes¹:

1) Disponer de un tanque rectangular para garantizar un campo eléctrico más uniforme. Usar electrodos con terminales en acero inoxidable para evitar su corrosión. 2) La fuente de corriente alterna más usada es la doméstica (tomas eléctricas convencionales). Según la región donde se practique el procedimiento, estas fuentes van desde 110 V hasta 240-250 V. 3) Disponer de un protocolo de seguridad que permita protección de quien opera la electroanestesia y también de otras personas presentes como asistentes u observadores durante el procedimiento. 4) Controlar adecuadamente el tiempo de aplicación de la corriente eléctrica para proteger al paciente de una descarga excesiva.

La forma corporal del pez también determina la conveniencia de aplicar o no la electroanestesia. Especies con cuerpos elongados y cilíndricos como las anguilas, interceptan altos voltajes aún en campos de electricidad débiles y desarrollan tetania e inclusive hemorragias¹⁰. Para estas especies, no es recomendado este método. Así mismo, Barham *et al.*¹¹ encontraron que en carpas (ciprinidos) también se presentaban espasmos musculares y hemorragias, hallazgos que desestimularon el uso de este método.

En virtud del mayor desarrollo de la anestesia por inhalación usando agentes químicos, el uso de elec-

tricidad se ha reorientado en peces para practicar aturdimiento previo al sacrificio. Existen varios reportes técnicos que incluyen esta técnica como uno de los protocolos de bienestar aplicados antes del sacrificio y faenado de los peces para consumo. Un procedimiento adecuado debe generar el aturdimiento en menos de un segundo luego de aplicar la corriente, el animal se mantendrá así al momento del sacrificio y además no se debe afectar la calidad de la carcasa¹⁴.

Para una revisión más completa del tema de electroanestesia en peces se recomienda el capítulo de Ross y Ross sobre métodos no químicos de anestesia en organismos acuáticos¹.

Anestesia local

La anestesia local permite que un sector particular del cuerpo pierda la sensibilidad ante el dolor sin que el paciente pierda la conciencia^{1,11}. En este tipo de anestesia se hace una aplicación del agente en la zona de interés sin requerir una absorción (paso al torrente sanguíneo) del mismo para que el procedimiento sea efectivo.

La anestesia local se aplica por inyección en la zona requerida o mediante aplicación del anestésico sobre la piel (bloqueo tópico o infiltración). El propósito de estas acciones es bloquear la transmisión del

potencial de acción en los nervios que se ubican en la zona intervenida^{1,11,18}. Aunque el uso de anestesia local en peces es limitado, más adelante se describen los principios activos más usados en lo concerniente a anestesia local.

Principales agentes químicos usados como anestésicos en peces

En esta sección se describirán las principales características y formas de uso de los agentes químicos frecuentemente utilizados como anestésicos en peces. En cada uno de los numerales donde se describen los tipos de anestesia que acaban de describirse, se incluirán los agentes anestésicos de mayor uso en medicina y cirugía de peces.

La selección de un agente anestésico y del tipo de anestesia a aplicar depende de varios factores, entre ellos, la especie con la que se va a trabajar, los procedimientos a implementar, la disponibilidad de los anestésicos en el medio y otras consideraciones.

Se ha discutido si existe un anestésico "ideal" que pueda reunir todas las características óptimas en su aplicación. A continuación, se presenta una lista de los diez aspectos que en lo posible debe tener un anestésico para ser seleccionado como la mejor opción de uso en un protocolo anestésico¹⁰:

1. Inductor de analgesia, relajación muscular e inmovilización adecuadas en el paciente.
2. Generador rápido de sedación, narcosis o anestesia profunda, con fases predecibles y correlacionadas con la dosis o concentración del anestésico.
3. De fácil administración por vía parenteral, oral o por disolución en el agua.
4. Facilitador de una recuperación sin complicaciones y rápida del paciente.
5. Con un amplio margen de seguridad; es decir, con dosis o concentraciones aplicadas que permitan la anestesia y que sean mucho menores que aquellas que conducen a eutanasia en el paciente.
6. Económico.
7. De fácil consecución en el medio.
8. De rápida eliminación o excreción por parte del organismo, sin dejar residuos o metabolitos en el organismo por tiempos prolongados. Esto es muy importante en particular para peces de consumo.
9. Con una buena estabilidad de su estructura química tanto en el lugar de almacenamiento como durante el tiempo de aplicación.
10. De rápida transformación química en el ambiente cuando sea eliminado para evitar la contaminación del entorno.

Es difícil que un agente químico en particular cumpla con todas estas características. Por ello, se busca que el que sea seleccionado tenga el mayor número posible del listado para llevar a cabo el protocolo anestésico en forma eficiente, segura y con los menores impactos posibles en el ambiente.

Principales anestésicos usados por vía inhalatoria-inmersión

En la presente sección se hace una revisión de los principales principios químicos utilizados en anestesia de peces por vía inhalatoria. Se presenta la información relevante a su estructura química, sus principales propiedades físico-químicas, las concentraciones utilizadas en las especies donde ha sido reportado su uso, mecanismos de acción, efectos fisiológicos/bioquímicos y el margen de seguridad con los eventuales efectos adversos que puedan presentar por su uso inapropiado en peces o humanos.

Metasulfonato de tricaina

Nombres químicos: tricaina (estructura 2.1).

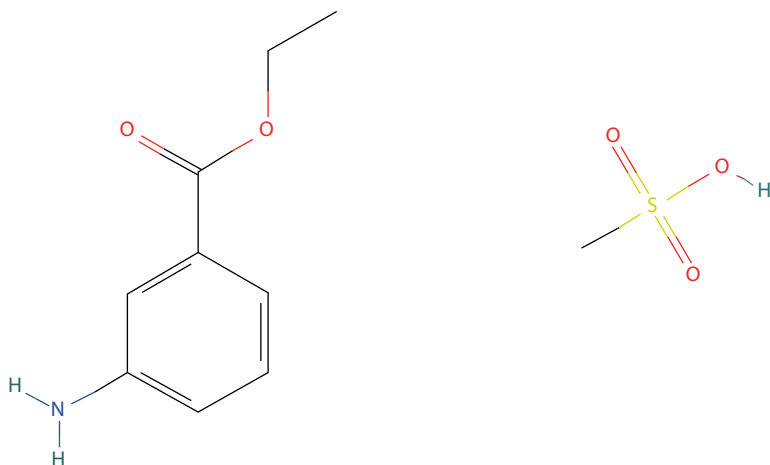
IUPAC: etil 3-aminobenzoato o ácido metanosulfónico.

CAS No. 886-86-2.

Nombres comerciales: Finquel®, MS-222®.

Fórmula molecular: $C_{10}H_{15}NO_5S$.

Peso molecular: 261.3 g/mol.



Estructura 2.1. Metasulfonato de tricaina

Origen y características generales

La molécula de tricaina fue obtenida por la casa farmacéutica Sandoz al buscar sustitutos de cocaína. El principio base inicial (etil-3-aminobenzoato) es un polvo blanco y cristalino. La forma soluble del compuesto se obtiene por la adición de un grupo sulfonato (-S=O=O-OH) que incrementa significativamente la solubilidad en agua, 250 veces más soluble, pero al mismo tiempo le imprime a la solución final un carácter más ácido. Las soluciones pueden prepararse tanto en agua dulce como en agua salada hasta un 11 % peso/volumen de concentración¹. La tricaina es el único anestésico registrado y con permiso de uso por parte de la Agencia de Drogas y Alimentos (FDA, por sus siglas en inglés) en Estados Unidos de América³¹.

La solución anestésica para utilizar en el paciente puede prepararse mediante disolución directa del producto sobre el agua o a partir de una solución stock o de trabajo (10 g/l), la cual debe mantenerse refrigerada y protegida de la luz para que no pierda su capacidad anestésica¹.

Uno de los efectos de la tricaina al disolverla en el agua es que conduce a un descenso en el pH (0.5 - 1.0 unidades)¹. Algunos autores advierten que este descenso puede causar irritación en los peces¹, mientras que otros consideran que este efecto no llega a ser significativo¹⁹. Una forma de evitar estrés en los peces por este factor es adicionar bicarbonato de sodio para mantener la solución con un valor de pH entre 7.0 y 7.5.

Concentraciones anestésicas

La inducción de la anestesia con tricaina es rápida en la mayoría de las especies. En salmónidos puede ser tan corta como 15 segundos. Para lograr planos anestésicos quirúrgicos en estas especies una concentración de 50 mg/l debería ser efectiva, mientras que, para fases de mantenimiento, se recomiendan concentraciones de 10 mg/l²⁰. En tilapias, se recomienda una concentración de 100 mg/l (1:10 000), que también es efectiva para un buen número de otras especies de interés comercial o científico. En cuanto a especies con menor sensibilidad al anes-

tésico, se reportan algunas que requieren concentraciones más altas (300 mg/l) como es el caso del *Brycon cephalus*, un carácido suramericano que se encuentra principalmente en la cuenca del Amazonas²¹. Para otras, como el esturión del Golfo de México, la tricaína es definitivamente ineficaz como anestésico, ya que concentraciones tan altas como 400 mg/l sólo causan algo de inmovilidad en estos ejemplares²². Si se requiere de tranquilización y transporte se sugieren concentraciones de 1:20 000 o 1:30 000; esto es, 1 g por cada 20 litros de agua o 1 g por cada 30 litros, respectivamente³¹.

Mecanismo de acción

La tricaína induce la anestesia mediante el bloqueo a los canales de sodio en la membrana neuronal; lo cual permite que se reduzca el potencial de acción y se produzca una relajación muscular del paciente^{23,24}.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

Algunos de los efectos causados por la tricaína en los peces son aumento en el hematocrito, hipoxia, hipercapnia, hiperglicemia, alteraciones en electrolitos sanguíneos, colesterol, cortisol y lactato, entre otros^{1,26}. Estos cambios deben considerarse ya que pueden alterar la interpretación de resultados que permitan el monitoreo de un paciente o el se-

guimiento de este tipo de variables de bioquímica clínica en trabajos de investigación^{1,2}.

Margen de seguridad

La tricaina tiene, en términos generales, un buen margen de seguridad para los peces. Aunque esto varía con las especies, se estima que una concentración de 40 mg/l es efectiva en el 99 % de los peces e induce un plano anestésico en un tiempo no superior a los tres (3) o cuatro (4) minutos. Su índice terapéutico es de 1.57, valor que se reduce cuando el anestésico se usa en aguas con temperaturas más altas y en peces de talla menor¹.

En humanos, la tricaina es tóxica si se ingiere, se inhala o se absorbe a través de la piel. Puede ser irritante para ojos, piel y tracto respiratorio¹. También se han reportado efectos oculares, en particular en la retina de humanos, si no se usa con protección ocular de parte de quien realiza la anestesia²⁵.

Benzocaína

Nombres químicos: etil-4-aminobenceno carboxilato (estructura 2.2).

IUPAC: etil-4-aminobenzoato.

CAS No. 94-09-7.

Nombres comerciales:

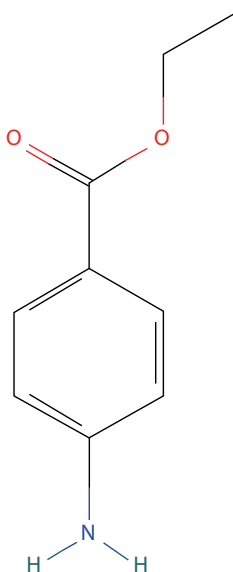
las presentaciones comerciales de benzocaína en forma de geles y pomadas se usan principalmente como

anestésicos locales en humanos y especies terrestres³¹. La presentación para aplicar como anestésico en peces se puede comprar como producto genérico en almacenes especializados de agentes químicos.

Algunos nombres comerciales de productos a base de benzocaína son Anesthesin®, Americaine®, Orthesin® y Parathesin®²⁷.

Fórmula molecular: $C_9H_{11}NO_2$

Peso molecular: 165.19.



Estructura 2.2. Benzocaína

Origen y características generales

La benzocaína se encuentra en forma de cristales blancos inodoros de ésteres de ácido p-aminobenzoico y etanol (figura 2.6). Su estructura es muy similar a la de la tricaína pero carece del grupo sulfonil, lo que la

hace no soluble directamente en el agua. Por ello, la benzocaína requiere de un solvente tipo alcohol (etanol preferiblemente) o acetona^{1,2,27}. La benzocaína en su presentación de hidrocloreuro es más hidrosoluble³². Para su aplicación como anestésico se prepara una solución *stock* con una concentración de 100 g benzocaína/litro de acetona o etanol (10 g/100 ml). Esta solución debe mantenerse refrigerada y en la oscuridad para garantizar mayor tiempo de efectividad^{1,2}, ya que la benzocaína es fotolábil³².



Figura 2.6. Apariencia de cristales de benzocaína para preparación de soluciones anestésicas

Concentraciones anestésicas

Las concentraciones efectivas de benzocaína para alcanzar planos anestésicos en peces dependen de la especie con la cual se vaya a trabajar, así como de la talla de los ejemplares. Algunas de las concentraciones recomendadas son: salmónidos es

25-45 mg/l²⁸, y para la mayoría de otras especies es 25-100 mg/l^{29,30,34}. En lo referente a tallas, se ha reportado que los animales más pequeños requieren una concentración más baja para la inducción²⁷.

Mecanismo de acción

La benzocaína ocupa los canales de sodio (Na⁺), así como lo hacen varios anestésicos locales y de acción sistémica. Esto impide la transmisión del impulso nervioso y, por ende, la propagación del potencial de acción en la membrana nerviosa^{23,24}.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

La benzocaína suprime los efectos estresantes de los estados I y II de la anestesia; sin embargo, los efectos fisiológicos son muy similares a los que se describieron para la tricocaína y se atribuyen a la acción hipóxica que genera en el paciente³¹.

Los peces anestesiados con benzocaína pueden mantener alguna actividad locomotora durante las diferentes fases anestésicas, haciendo que este compuesto no sea el más apropiado para protocolos quirúrgicos²⁷.

Margen de seguridad

Al igual que la tricocaína, la benzocaína en solución puede disminuir el valor de pH del agua usada para

la anestesia del paciente. Se recomienda aplicar bicarbonato de sodio en relación 2:1 con respecto a la concentración del anestésico. Sin embargo, no hay reportes asociados a efectos irritantes oculares o dérmicos cuando no se adicione el buffer de bicarbonato, lo cual si ha sido registrado para la tricocaína³². Las presentaciones de benzocaína para uso en animales terrestres como anestésicos locales en forma de lociones o cremas no son apropiadas para su uso en peces³².

El tiempo de inducción de la anestesia con benzocaína suele ser inferior a los cuatro (4) minutos. Una vez terminado el protocolo anestésico, la recuperación del paciente se presenta en menos de 10 minutos²⁷. En peces mayores, ejemplares con mayor proporción de tejido graso o en hembras maduras, la permanencia del anestésico en el organismo suele ser mayor por el carácter lipófilo de la molécula, haciendo más prolongada la anestesia y la biotransformación del compuesto².

La benzocaína se considera segura para humanos. Su presentación en polvo puede ser irritante para el tracto respiratorio, lo cual determina algunas medidas de precaución para las personas al momento de preparar las soluciones y ejecutar los protocolos en peces²⁷. Si bien la benzocaína no está aprobada

por la FDA en Estados Unidos como anestésico de peces, en países como Noruega se usa en peces de consumo con un período de retiro de 21 días³⁸.

Eugenol-isoeugenol

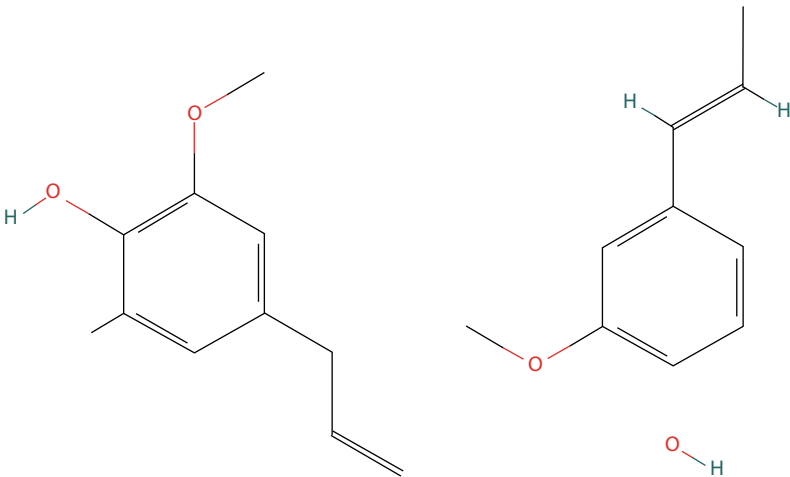
Nombres químicos: Eugenol (4-allyl-2-methoxy-phenol), isoeugenol (4-propenyl-2-methoxyphenol) (estructura 2.3).

CAS No. 97-53-0

Nombres comerciales: Eugenol, AQUI-S® (54 % isoeugenol, 46 % polisorbato), AQUI-S E® (50 % eugenol) (figura 2.7).

Fórmula molecular: C₁₀H₁₂O₂

Peso molecular: 164.20



a. Eugenol

b. Isoeugenol

Estructura 2.3. Eugenol-Isoeugenol



Figura 2.7. Algunas de las presentaciones comerciales de eugenol e isoeugenol

Origen y características generales

El aceite de clavo es un destilado que se obtiene de las flores, tallos y hojas de plantas de los géneros *Syzygium aromaticum* (*Eugenia aromaticum* o *E. caryophyllata*). Es un líquido marrón oscuro con un fuerte olor y sabor. Los principales componentes químicos de este destilado son el eugenol (~ 70 a 85 %), acetil-eugenol y un grupo de compuestos terpenoides que le confieren su fuerte olor¹. También se encuentra presente en otras fuentes vegetales como pimienta, canela y nuez moscada. Dentro de las propiedades químicas más llamativas de este aceite están sus actividades antibacterianas y antioxidantes. También se ha demostrado su capacidad para inhibir la peroxidación lipídica³³.

El aceite de clavo no es hidrosoluble, particularmente en aguas de baja temperatura², lo cual hace

necesario el uso de solventes como etanol o acetona para preparar una solución anestésica de trabajo. Para el caso concreto del etanol, se recomienda una disolución 1:10²⁷.

A partir de las propiedades anestésicas del aceite de clavo y de su principal componente, el eugenol, el Laboratorio de Investigación en Alimento de Mar de Nueva Zelanda desarrolló un nuevo producto denominado isoeugenol (AQUI-S™). Este principio activo no está presente en el aceite de clavo y fue desarrollado particularmente como un facilitador de la cosecha de los estanques en peces de consumo ya que a diferencia del eugenol, no imprime un olor al pez cosechado para consumo¹.

Concentraciones anestésicas

La concentración recomendada de eugenol para alcanzar planos anestésicos en los salmónidos está entre 40 y 60 mg/l²⁷. Para juveniles de tilapia roja (*Oreochromis sp.*), se ha reportado la concentración de 100 mg/l como la mejor para inducir planos profundos sin ocasionar mayores cambios en variables de bioquímica clínica como glucosa y cortisol³⁴. En nuestro grupo de investigación se desarrolló un protocolo en juveniles de tilapia roja para inducción y mantenimiento (100 mg/l y 40 mg/l, respectivamente), con resultados satisfactorios respecto a la

inducción de plano profundo, recuperación y porcentaje de supervivencia del grupo experimental. Así mismo, en tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*), las concentraciones 100 mg/l para inducción y 30 mg/l para mantenimiento por 1 hora fueron eficaces y seguras. En el carácido, *Piaractus brachyomus* (cachama blanca), especie de importancia en la acuicultura de aguas dulces en Colombia, la combinación de 100 mg/l de eugenol en la inducción y 35 ppm para la fase de mantenimiento durante 1 hora fue también exitosa como anestésico para procedimientos prolongados. En juveniles de koi (*Cyprinus carpio koi*), la inducción con 100 mg/l y el mantenimiento con 30 mg/l permitió una adecuada inducción, se alcanzó un plano profundo y la recuperación plena de los individuos. En la parte final de este libro se presentan detalles de estos protocolos hechos por nuestro grupo.

En el caso del isoeugenol, se recomienda una concentración de 20 mg/l como efectiva en juveniles de salmón Chinook, usando directamente el producto AQUI-S® (isoeugenol 54 %) para un plano profundo²⁷.

Mecanismo de acción

El mecanismo de acción del eugenol, tanto en su acción analgésica como anestésica, está ligado a la interacción con canales iónicos transmembrana.

De sus primeras aplicaciones como analgésico/ anestésico dental se confirmó su efecto analgésico por vía de inhibición a los canales de calcio de alto voltaje. Complementariamente, el eugenol también bloquea el flujo iónico de los canales de sodio en la membrana. De otra parte, se ha comprobado que este anestésico potencializa al receptor GABA, subunidad A ($GABA_A$), así como lo hacen las benzodiazepinas y los barbitúricos³⁵. Adicionalmente, se sabe que parte del efecto anestésico también se debe a interacciones como antagonista del receptor N-metil-D-Aspartato (NMDA) y también mediante bloqueo a los receptores nicotínicos en la placa motora neuromuscular³⁸.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

Se estima que eugenol e isoeugenol inducen en forma rápida y consistente la anestesia en peces, en comparación con otros principios, pero con tiempos de recuperación un tanto prolongados². Según el concepto de algunos acuicultores que utilizan isoeugenol con fines de sedación previa al sacrificio, este tiene mejores y más rápidos efectos que el eugenol³⁷.

Margen de seguridad

Se considera que el eugenol tiene un buen margen de seguridad en la gran mayoría de especies piscí-

colas. El aceite de clavo ha sido usado por muchos años como aditivo alimenticio y anestésico odontológico. Es seguro al ser manejado por humanos, pero como sucede con varios tipos de químicos puede ser irritante para membranas mucosas y ojos²⁷.

En algunos países como Australia, Nueva Zelanda, Corea, Chile, Costa Rica y Honduras³², el producto comercial con eugenol como principio activo está autorizado para peces de consumo sin tiempos establecidos de retiro. Por su parte, en Estados Unidos, estos dos principios han tenido inconvenientes en su aprobación definitiva como producto debido a resultados ambiguos del eugenol con relación a su posible efecto carcinogénico, el cual no ha sido atribuido al isoeugenol. Este último se encuentra sometido en el momento a un proceso de investigación para determinar la excepción como nueva droga de uso en animales (INAD, por sus siglas en inglés) por parte de la FDA^{37,38}.

Propofol

Nombres químicos: 2,6-Bis (1-metiletil) benzolol
(estructura 2.4).

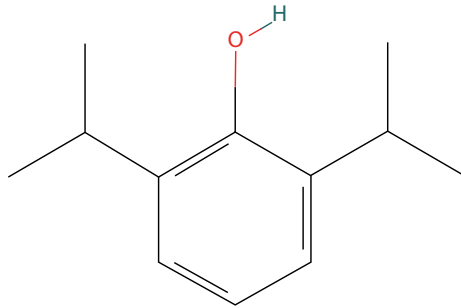
IUPAC: 2,6-diisopropilfenol.

CAS No. 2078-54-8.

Nombres comerciales: Profol™, Diprivan™, Disoprofol™.

Fórmula molecular: C₁₂H₁₈O

Peso molecular: 178.27



Estructura 2.4. Propofol

Origen y características generales

Es un derivado alquilfenol de tipo hipnótico. Anestésico de uso intravenoso en humanos y animales terrestres, caracterizado por generar una rápida inducción anestésica. Adicionalmente, se usa para mantenimiento de estados de coma inducidos en pacientes hospitalizados³⁶.

El propofol es un líquido de apariencia lechosa y blanquecina que puede disolverse directamente en el agua a partir de sus presentaciones comerciales, que son en emulsión³⁸, facilitando así su disolución directa en el agua. Su disolución en el agua no genera alteraciones en el pH de este líquido que sirve como solvente. La apariencia lechosa que toma la solución anestésica dificulta, en ocasiones, el seguimiento de las respuestas (frecuencia respiratoria y

movimientos bucales) de los pacientes anestesiados (figura 2.8). Sin embargo, en la mayoría de los casos, las ventajas de este principio activo como anestésico se superponen al efecto de turbidez de la solución preparada. Su uso como anestésico en peces es reducido hasta la fecha, en comparación con los anestésicos previamente mencionados, pero cada día toma más fuerza por las ventajas que se describirán a continuación.



Figura 2.8. Ejemplares juveniles de tilapia nilótica (izquierda) y koi (derecha) sumergidos en solución anestésica de propofol (10 ppm).

Concentraciones anestésicas

Los preparados comerciales de propofol son productos que tienen usualmente una concentración del 1 % de principio activo³⁸. Las concentraciones anestésicas reportadas para inmersión en algunas de las especies con las que más se ha trabajado a la fecha son³⁸:

- Pez dorado (*goldfish*) (*Carassius auratus*): 5-10 mg/L.
- Koi (*Cyprinus carpio koi*): 2.5-10 mg/L.
- Tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*): 1.5-6.0 mg/L.
- Cachama negra (Tambaqui) (*Colossoma macropomum*): 0.004 mg/L.
- Trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*): 10 mg/L.

En nuestro grupo de investigación se han desarrollado protocolos que serán descritos en más detalle en el capítulo 3 de este libro. Se ha trabajado con juveniles de las especies tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*), koi (*Cyprinus carpio koi*) y cachama blanca (*Piaractus brachypomus*). En tilapia nilótica se encontró que la concentración de 10 ppm (mg/l) tuvo resultados adecuados para alcanzar un plano profundo de anestesia.

En el caso de la especie koi se investigó un protocolo de inducción + mantenimiento (10 ppm y 2 ppm, respectivamente). El mantenimiento se hizo por recirculación de la solución y se planeó para 30 minutos. Si bien, los ejemplares alcanzaron planos profundos, el tiempo de recuperación fue bastante prolongado, lo cual sugiere analizar al futuro concentraciones inferiores en esta especie.

Mecanismo de acción

El propofol induce una sedación y anestesia dosis-dependiente a través de su acción agonista con el receptor $GABA_A$ ^{38,39}.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

Las vías metabólicas de biotransformación del propofol en peces aún están por establecerse en detalle, aunque se tiene evidencia de la participación del hígado en esta función^{38,40}.

El propofol induce de manera bastante rápida la anestesia en peces y por ello es uno de los anestésicos preferidos para uso en tiburones³⁸. En algunos escualos, como el tiburón bamboo (*Chylloscyllium plagiosum*), ha sido aplicado también por vía intravenosa (2.5 mg/kg), así como se hace en mamíferos terrestres⁴¹.

El protocolo anestésico inducido por el propofol también genera algunas respuestas de estrés como desequilibrio ácido-base y elevaciones en enzimas hepáticas en especies de esturión siberiano (*Acipenser baerii*), esturión ruso (*Acipenser gueldenstaedtii*) y en pez blanco europeo (*Coregonus lavaretus*)^{40,42,43}.

Margen de seguridad

En términos generales, el propofol tiene un buen margen de seguridad para la mayoría de las especies comerciales en las que se ha utilizado. Sin embargo,

en algunas especies o ejemplares susceptibles se han presentado efectos adversos como bradicardia intensa y depresión respiratoria que puede llegar a requerir asistencia. Además, se registran tiempos muy prolongados de recuperación en algunos ejemplares susceptibles³⁸. A pesar de que en la sección de concentraciones anestésicas se mencionó que para el goldfish (*Carassius auratus*), el rango de concentraciones recomendado para anestesia se encuentra entre 5 y 10 mg/l, el estudio hecho por Gholipourkanani y Ahadizadeh registró como CL50 (96h) para esta especie una concentración de 6.35 mg/l⁴⁴.

En capítulo 3 se describirán algunos efectos adversos causados por el propofol en algunas especies que se han investigado en nuestro laboratorio.

2-Fenoxietanol

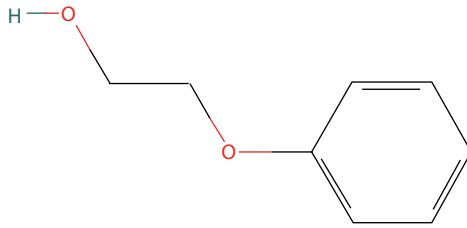
Nombres químicos: 1-hidroxi-2-fenoxietano, fenoxetol, etilen glicol monofenil éter, β-hidroxietil fenil éter²⁷ (estructura 2.5).

CAS No. 56257-90-0.

Nombres comerciales: 2-Fenoxietanol (*2-phenoxyethanol*)⁴⁵, Arosol, Dowanol EP¹.

Fórmula molecular: C₈H₁₁NO

Peso molecular: 137.18



Estructura 2.5. 2-Fenoxietanol

Origen y características generales

El fenoxietanol es un éter y derivado fenólico incoloro y con apariencia de aceite moderadamente aromático^{27,38}. El compuesto es parcialmente soluble en agua². Una vez preparada la solución en agua puede permanecer efectiva como anestésico hasta por 3 días¹. Su disolución en el agua no altera el pH².

El 2-fenoxietanol, por sus características, ha sido preferencialmente usado como anestésico tópico. Particularmente, se usa en laparotomías y cirugías de cavidad abdominal. También tiene propiedades bactericidas y fungicidas. Como anestésico general es posible que tenga menor eficiencia que algunos de los principios que ya se han descrito, pero un factor que facilita su uso en algunas partes del mundo es su disponibilidad y bajo costo¹.

Concentraciones anestésicas

La especie con la cual más se ha trabajado este anestésico es la trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*).

Es importante advertir que las concentraciones citadas en la literatura como efectivas y seguras para la anestesia de esta especie son muy variables. Así como algunos autores citan algunos rangos como seguros, otros consideran a esos mismos valores de riesgo e inclusive letales. Por ejemplo, Ross y Ross¹, reportan que la concentración anestésica efectiva para cirugías de trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) es de 385 mg/l. Por su parte, Barton y Helfrich señalan que esta concentración debe trabajarse con precaución en juveniles de salmónidos para tiempos superiores a los 13 minutos donde puede tornarse tóxico y letal⁴⁶. Para sedación en estas especies se reporta una concentración menor, ~ 200 mg/l, pero se advierte que con esta el paciente no alcanza una analgesia adecuada¹. De igual forma, Ackerman *et al.*²⁷ sugieren concentraciones más bajas a los 200-300 mg/l para planos profundos, indicando como concentración letal un valor de 500 mg/l.

En el caso de ciprínidos como la carpa común (*Cyprinus carpio*), se recomiendan las concentraciones de 400 mg/l y 800 mg/l para sedación y anestesia profundas, respectivamente⁴⁸. En otros reportes para esta especie, las concentraciones en el rango de 100 a 600 mg/l también han sido indicadas para cumplir con los mismos efectos sedantes y anestésicos⁴⁹.

Mecanismo de acción

El 2-fenoxietanol ejerce su efecto anestésico en el sistema nervioso central a través de su acción antagonista sobre los receptores NMDA (N-metil-D-aspartato), los cuales son ionotrópicos de tipo glutamato. En concreto, la acción anestésica se da por la disminución en el flujo de iones Na^+ y de Ca^{++} , en menor medida, causando efectos sobre el potencial de acción de la membrana nerviosa³⁸.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

Los niveles de cortisol sérico en peces se incrementan luego de la inducción anestésica con 2-fenoxietanol, lo cual confirma que este principio activo no tiene un buen control del estrés en peces durante la anestesia¹. Molinero y González encontraron que además de elevar el cortisol, en ejemplares de dorada de mar (*Sparus aurata*) se presentaron también aumentos en glucosa sanguínea y lactato hasta por 24 horas después de la anestesia⁵².

Fredricks *et al.*⁵⁰ han determinado que el 2-fenoxietanol genera un marcado descenso en la presión sanguínea de la aorta dorsal en la trucha arcoíris. También se ha identificado como hallazgo indeseable el que no siempre suprime los reflejos musculares involuntarios durante la anestesia pudiendo llevar a una salida abrupta e inesperada del plano anestésico¹.

Estudios de farmacocinética y de residualidad hechos en trucha arcoíris han mostrado que el 2-fenoxietanol se distribuye en cerebro, hígado, riñón y vesícula biliar, teniendo una vida media de aproximadamente 30 minutos, lo que lo hace un principio de baja acumulación en tejidos⁵¹.

Margen de seguridad

El índice terapéutico en peces del 2-fenoxietanol (cociente entre concentración tóxica letal y concentración recomendada para anestesia quirúrgica) ha sido reportado en un rango de 3.0 a 5.0⁴⁷.

En las personas que preparan y utilizan el anestésico es importante advertir que puede causar al contacto irritación en la piel. Además, debe evitarse al máximo el contacto de la solución con los ojos. Los efectos tóxicos pueden ampliarse a hígado y riñón en casos de mayor exposición al anestésico²⁷. Es un anestésico que debe manejarse con precaución y medidas de protección ya que se han dado reportes de neurotoxicidad en humanos⁵³.

Mentol

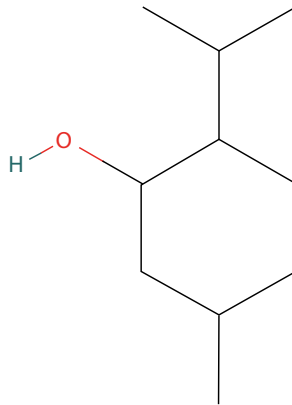
Nombres químicos: 2-Isopropil-5-metilciclohexanol, levomentol (estructura 2.6).

CAS No. 1490-04-6⁵⁴.

Nombres comerciales: Mentol, Menthol, DL-Menthol.

Fórmula molecular: C₁₀H₂₀O

Peso molecular: 156.26



Estructura 2.6. Mentol

Origen y características generales

El mentol es un agente anestésico natural que genera una sensación de frescura debido a la estimulación de receptores que responden a la inhibición del flujo de iones Ca⁺⁺ en la membrana neuronal⁵⁴.

El mentol es el componente de mayor proporción en las plantas de menta (*Mentha sp*). Se le han reconocido propiedades anti-inflamatorias, antioxidantes y antiapoptóticas⁵⁵. Su apariencia es en forma de cristales (figura 2.9) y requiere de un solvente orgánico tipo etanol o acetona para lograr su disolución y posterior aplicación en soluciones anestésicas. Sin embargo, en ocasiones, luego de aplicar la solución con alguno de estos solventes, vuelven a aparecer

cristales en el agua destinada para la inmersión de los peces, lo cual disminuye su eficacia como anestésico. El mentol tiene a su favor ser un compuesto económico y de fácil consecución en el mercado⁵⁶.



Figura 2.9. Apariencia de cristales de mentol para uso como anestésico

Concentraciones anestésicas

El uso del mentol ha sido reportado en varias especies de peces, entre las cuales están: *Cyprinus carpio* (carpa común)⁵⁵, *Oryzias latipes* (medaka)⁵⁷, *Carassius auratus* (pez dorado)⁵⁷, *Danio rerio* (pez cebra)⁵⁷, *Piaractus mesopotamicus* (pacú)⁵⁸, *Oncorhynchus mykiss* (trucha arcoíris)⁵⁹.

En el caso de la trucha arcoíris, la concentración de 80 mg/l ha sido reportada como la más adecuada para inducir anestesia en forma rápida y lograr una recuperación en tiempo menor a tres (3) minutos.

Esto se afirma luego de evaluar un rango amplio entre 40 y 150 mg/l. Los tiempos para la inducción y la recuperación han sido señalados como muy variables. A los peces que tienen cese de movimientos operculares durante la inducción les toma más tiempo recuperarse. También se reporta que la concentración entre 10 y 20 mg/l es adecuada para alcanzar sedación en esta especie⁵⁹. En el caso de la carpa común, el estudio de Mazandarani y Hoseini⁵⁵ reporta que en alevinos la inducción anestésica toma entre uno (1) y tres (3) minutos, utilizando un rango amplio de concentraciones (118 a 522 mg/l). Sin embargo, el mejor rango en cuanto a tiempo de recuperación, menor a cinco (5) minutos, fue el de 108 a 133 mg/l. A una concentración de 600 mg/l, se presentó un 20 % de mortalidad, lo cual es indeseable. La conclusión de estos autores señala que el mentol como anestésico para la carpa común, no es tan eficiente como ha sido señalado al eugenol en otros estudios con esta especie.

En nuestro laboratorio se han hecho estudios con mentol como anestésico en las especies yamú (*Brycon amazonicus*), tilapia roja (*Oreochromis sp.*) y tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*). En el caso del yamú, la principal razón para evaluar al mentol como anestésico fue ver que los juveniles de esta especie

eran particularmente susceptibles al metasulfonato de tricaina (MS-222). Detalles de estos protocolos pueden consultarse en el capítulo 3 de esta obra.

Mecanismo de acción

Se ha determinado que el mentol induce la anestesia en peces por vía de la activación de receptores GABA_A⁵⁷. Adicionalmente parte del mecanismo también está basado en el bloqueo al flujo de iones Ca⁺⁺ a través de la membrana nerviosa⁵⁴.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

Aunque hay escasos estudios sobre los efectos fisiológicos y bioquímicos del mentol en los peces; hay evidencia de que puede causar incrementos en la concentración de hemoglobina, en el conteo eritrocítico (RBC) y en el porcentaje de monocitos de tilapia del Nilo⁶⁰. Otros efectos importantes en la bioquímica clínica de los peces, tras la anestesia con mentol, son incrementos en glucosa sanguínea sin estrés por elevaciones de cortisol. Esto fue encontrado en la especie *Astyanax altiparanae*, un carácido suramericano⁶¹. Otro estudio hecho en cachama negra (*Colossoma macropomum*), un pez representativo de la cuenca del río Amazonas, también confirmó la hiperglicemia y además hiperkalemia por exposiciones continuas al mentol durante 10 minutos⁶².

Margen de seguridad

El mentol es irritante para los ojos, sistema respiratorio y piel. Sin embargo, sus características toxicológicas no han sido plenamente establecidas⁵⁴.

En algunas de las especies estudiadas hay variaciones amplias en lo referente a las concentraciones anestésicas adecuadas de mentol para lograr la anestesia. Estas parecen estar correlacionadas también con la temperatura del agua y la concentración de oxígeno disuelto. Una mayor temperatura puede hacer más profundo y rápido el plano alcanzado, mientras que las aguas hipóxicas hacen que el paciente tome más tiempo para una recuperación plena ya que este anestésico induce estados hipoxémicos en los peces⁵⁸; además, el mentol es menos eficiente ya que suele requerir concentraciones por encima de 150 mg/l para lograr inducciones apropiadas.

Metomidate

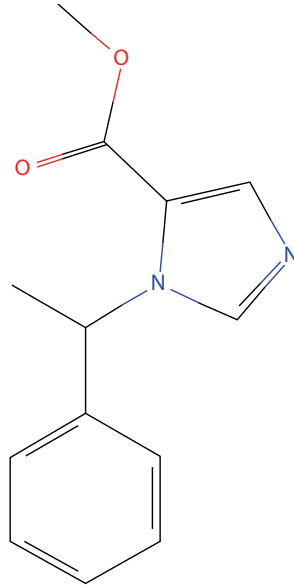
Nombres químicos: [1-(1-feniletíl)-1H-imidazol-5-ácido carboxílico metil ester]^{27,38} (estructura 2.7).

CAS No. 5377-20-8.

Nombres comerciales: Marinil², Metomidate, Metoxinol²⁷.

Fórmula molecular: C₁₃H₁₄N₂O₂

Peso molecular: 230.26



Estructura 2.7. Metomidate

Origen y características generales

Es un compuesto tipo imidazol no barbitúrico, hidrosoluble y fotolábil. Es útil para sedación y anestesia en procedimientos menores, no quirúrgicos. Es un compuesto hipnótico, más no anestésico general ni analgésico. Los movimientos operculares y las fasciculaciones musculares se mantienen mientras el pez está inducido con este agente químico, lo que puede generar dificultad en procedimientos como muestreos sanguíneos².

Concentraciones anestésicas

Se reporta que el rango de concentraciones efectivas del metomidate para sedación y anestesia en peces está entre 1 y 10 mg/l²⁷. El tiempo de inducción de

anestesia suele ser menor a los tres (3) minutos, pero con una recuperación plena posanestesia muy prolongada, superior a los 40 minutos²⁷.

Mecanismo de acción

El metomidate suprime la liberación de cortisol al bloquear la estimulación por parte de la ACTH (hormona adrenocorticotrópica) para la formación de esteroides en el tejido interrenal². Un reporte de Small, mostró que los niveles de cortisol no superaron la línea base durante 30 minutos de anestesia del pez gato (*Ictalurus punctatus*) y fue ocho (8) veces más eficiente en cuanto a este parámetro en comparación con el metasulfonato de triclaína⁶⁵.

El mecanismo directo de acción como anestésico del metomidate es la acción agonista sobre los receptores GABA_A, que se encuentran en el cerebro y en la espina dorsal de los teleósteos³⁸.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

El primer efecto notorio que puede observarse en el pez anestesiado/sedado con metomidate es un obscurecimiento transitorio de su piel dado que la síntesis de ACTH está asociada con la hormona estimulante de los melanocitos^{2,64}.

Margen de seguridad

Los gouramis, peces ornamentales pertenecientes a los Belóntidos del género *Colisa*, son bastante

susceptibles; mientras que su uso en cíclidos, con pH de tendencia ácida, no es recomendado². En general se le considera un producto poco seguro para las fases larvales de peces⁶³.

El metomidate puede generar efectos adversos como la reducción significativa de la presión sanguínea en la aorta dorsal de la trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*)⁵⁰; además del efecto en el tejido interrenal, relativo a la función de la ACTH³⁸.

A una concentración de 16 mg/l, el metomidate causó altas mortalidades en ejemplares de bagre del canal (*Ictalurus punctatus*), lo cual corrobora que por encima de 10 mg/l este compuesto puede ser letal para inducir anestesia¹.

Para las personas que requieran preparar las soluciones de metomidate se recomienda adoptar medidas de protección (guantes) y además precaución ya que es tóxico si es inhalado o ingerido¹.

Etomidate

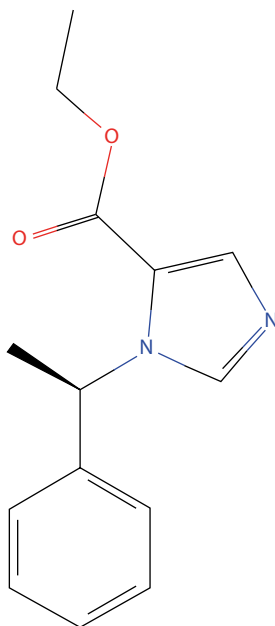
Nombres químicos: [1-(1-feniletil)-1H-imidazol-5 ácido carboxílico etil éster]^{1,27} (estructura 2.8).

CAS No. 33125-97-2.

Nombres comerciales: Hypnomidate™, Propiscin™, Radenarcon™¹.

Fórmula molecular: $C_{14}H_{16}N_2O_2$

Peso molecular: 244.29.



Estructura 2.8. Etomidate

Origen y características generales

Así como el metomidate, el etomidate es un compuesto tipo imidazol no barbitúrico, hidrosoluble². La eficacia del etomidate como anestésico en solución es dependiente del pH de las aguas, siendo mejor su efecto en aguas alcalinas⁶⁶. Por su parte, a una mayor temperatura del agua, este anestésico ofrece mayor seguridad para el paciente⁶⁷. Sin embargo, al no ser un buen inductor de analgesia, no es apropiado su uso como anestésico para procedimientos mayores¹.

Concentraciones anestésicas

Se reportan concentraciones anestésicas eficaces de etomidate para varias especies de peces ornamentales en un rango de 2 a 4 mg/l. Entre estas se encuentran *Danio rerio*, *Gymnocorymbus ternetzi*, *Pterophyllum scalare* y *Xiphophorus maculatus*. Si bien los tiempos de inducción anestésica están alrededor de 90 segundos, los de recuperación son muy prolongados, superando los 40 minutos^{1,66}.

Mecanismo de acción

El etomidate se une a un sector distintivo del receptor $GABA_A$ donde opera el ionóforo de cloruro (Cl^-) incrementando la duración del flujo de este anión. La inhibición postsináptica del efecto sobre el $GABA$ en el tálamo es prolongada⁶⁸.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

A diferencia del metomidate, el uso de etomidate no reporta la aparición de trémores musculares durante la sedación y anestesia del paciente²⁷.

Margen de seguridad

Se ha reportado que una concentración de hasta 20 mg/l de etomidate puede ser tolerada por varias especies. Para las personas que preparen las soluciones de etomidate se recomienda el uso de medidas de protección (guantes) y además prevención ya que es tóxico si es inhalado o ingerido¹.

Quinaldina y sulfato de quinaldina

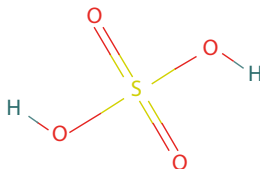
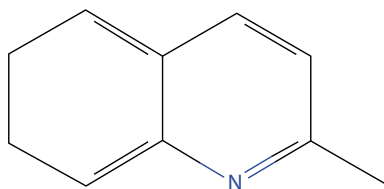
Nombres químicos: 2-metilquinolina, quinolina (estructura 2.9).

CAS No. 91-63-4.

Nombres comerciales: Quinaldin, Khinaldin¹, Quinate^{TM27}.

Fórmula molecular: C₁₀H₉N (quinaldina) - C₁₀H₉NO₄S₂⁻ (sulfato de quinaldina).

Peso molecular: 143.18.



Estructura 2.9. Quinaldina

Origen y características generales

La quinaldina es un líquido oleoso amarillento con poca solubilidad en agua, lo que hace necesario el uso de solventes tipo acetona o alcohol para preparar una solución de trabajo de este anestésico^{1,2}. Una vez disuelto en el agua, puede cambiar de color tornándose rojo-marrón¹. Por su parte, el sulfato de quinaldina es un polvo hidrosoluble gracias a la adición del grupo sulfato; así mismo, es menos

irritante y tiene un olor menos fuerte que la quinaldina, lo cual facilita su manejo⁸¹. Las soluciones de quinaldina reducen el pH de las aguas, y por ello se recomienda adicionar bicarbonato para reducir el estrés del paciente anestesiado (0.45 g NaHCO_3 por cada gramo de sulfato de quinaldina)^{1,2,31}. Las soluciones stock que se preparan suelen ser de 10 g/l y se recomienda mantenerlas en la oscuridad y refrigeradas^{1,2}.

Su uso es muy limitado en varios países ya que no tiene aprobación plena de parte de entidades reguladoras como la FDA en Estados Unidos³⁸.

Para reducir la posibilidad de un efecto tóxico y mejorar su resultado analgésico y su eficacia, la quinaldina se ha combinado con diazepam para alcanzar un plano más profundo (5 mg/l de quinaldina y 1 mg/l de diazepam), mientras que su uso como único anestésico requiere una concentración de 10 mg/l⁸³.

La eficacia de la quinaldina disminuye en aguas blandas (< 75 mg/l de carbonato de calcio) y aumenta con el incremento de la temperatura. En pH iguales o menores a 5.0 no es efectiva, funcionando mejor en pH alcalino¹.

Concentraciones anestésicas

La inducción del plano anestésico con quinaldina es rápida (uno a cuatro minutos) así como el tiempo de recuperación¹.

Las concentraciones reportadas de quinaldina para inducir planos anestésicos en peces abarcan rangos muy amplios³¹. Algunas de estas concentraciones son:

Peces marinos tropicales: 200 mg/l⁸¹ y especies de aguas cálidas: 15-70 mg/l^{1,81}. Se estima que en buen número de especies se requiere una concentración de 16 mg/l para lograr un estado III de anestesia, es decir, anestesia ligera con pérdida total de tono muscular, respuesta a estímulo táctil profundo y descenso adicional de frecuencia respiratoria^{10,31}. Sado reporta un amplio rango de concentraciones para la anestesia con quinaldina en tilapia: 50-1000 mg/l⁸⁴.

Mecanismo de acción

A pesar del tiempo considerable que se registra en el uso de anestésico, su mecanismo de acción no está plenamente establecido³⁸.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

Dentro de los efectos que puede causar en los peces están la apnea e hiperglicemia mediada por el incremento en la liberación de cortisol³⁸.

Se ha reportado que la quinaldina no permite la suspensión completa de los movimientos musculares involuntarios, lo cual limita su uso en procedimientos quirúrgicos más complejos⁸².

Margen de seguridad

Es muy irritante para los ojos y la piel. Se han reportado daños en córnea de salmónidos después de utilizarlo como anestésico. Su uso es muy limitado en varios países, ya que no tiene aprobación plena de parte de entidades reguladoras como la FDA en Estados Unidos¹.

Debido al carácter lipófilo de la quinaldina tiende a acumularse en el tejido cerebral, lo cual puede extender el tiempo de anestesia y hacer a este anestésico menos seguro en algunos ejemplares en comparación a otros principios activos².

Alfaxalona

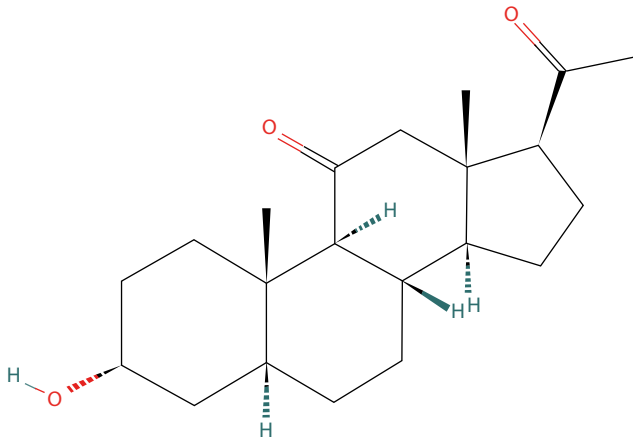
Nombres químicos: 3 α -hidroxi-5 α -pregnano-11,20-diona³⁸
(estructura 2.10).

CAS No. 23930-19-0.

Nombres comerciales: AlfaxanTM (1 %)³⁸.

Fórmula molecular: C₂₁H₃₂O₃

Peso molecular: 332.47



Estructura 2.10. Alfaxalona

Origen y características generales

Alfaxalona es un anestésico neuroesteroide sintético³⁸. Sus usos hasta la fecha abarcan un número relativamente reducido de especies piscícolas. También se usa en combinación con alfadolona². Es un compuesto que ha tenido mayor uso en peces en los últimos años ya que hay una buena disponibilidad de los productos comerciales³⁸.

Concentraciones anestésicas

Algunas de las especies en las cuales se ha trabajado este anestésico para alcanzar sedación o un plano ligero/quirúrgico de anestesia, son:

oscar (*Astronotus ocellatus*): 5 mg/l⁷³; koi (*Cyprinus carpio koi*): 10 mg/l⁷⁴; barbo filamentososo de manchas negras (*Dawkinsia filamentosa*): 5 mg/l⁷⁵; cíclidos

pavo (*Aulonocara sp.*): 5 mg/l⁷⁶; y pez dorado o *goldfish* (*Carassius auratus*): 0.5-2 mg/l (sedación, plano superficial)^{77,78} y 2-10 mg/l (plano quirúrgico)⁷⁹.

Mecanismo de acción

Actúa a través de la acción agonista sobre los receptores GABA_A y glicina, los dos del tipo moduladores inhibitorios de la función nerviosa³⁸. Como resultado de esta acción se genera una hiperpolarización de la membrana postsináptica y la consecuente inhibición en la propagación del potencial de acción⁷¹.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

Entre los principales efectos causados por la alfaxalona están pérdida de conciencia, relajación muscular y depresión respiratoria⁷². En un trabajo hecho en peces oscar (*Astronotus ocellatus*), la alfaxalona produjo un aumento de la frecuencia cardíaca que persistió hasta el final de la anestesia y se atribuyó a una taquicardia refleja debida a la vasodilatación e hipotensión que induce este anestésico como parte de sus efectos farmacológicos⁷³. Fases de depresión respiratoria también se han detectado en esta última especie y en koi⁷⁴. El lactato como un cambio bioquímico de importancia en koi y oscar también ha sido registrado en los trabajos hechos por Bugman *et al.* y Minter *et al.* Estos autores atribuyen este efecto de

la hipoventilación y la menor función cardíaca, los cuales conducirían a la hipoxia tisular^{73,74}.

Margen de seguridad

Las respuestas de las diferentes especies estudiadas hasta la fecha con este anestésico son positivas dentro de rangos de 0.5 hasta 10 mg/l. Los efectos adversos como mortalidad se han reportado en peces koi al usarlo por vía intramuscular⁸⁰.

Barbitúricos

Nombres químicos: varios tipos de barbitúricos se han utilizado en anestesia de peces. Entre los principios más usados están: amilobarbital, quinalbarbital y pentotal o tiopental¹. 5-etil-5-(3-metilbutil)-1,3-diazinan-2,4,6-triona (estructura 2.11).

CAS No. /6-75-5 (tiopental).

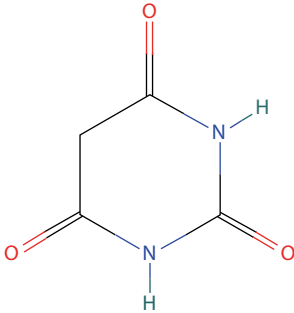
Nombres comerciales: Mylodorm, Pentymal, Sednotic, Tiopental sódico.

Fórmula molecular: $C_{11}H_{18}N_2O_3$

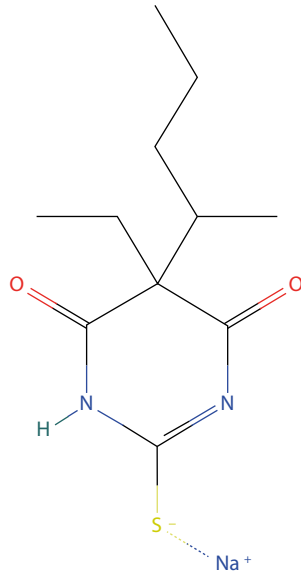
Peso molecular: 242.33 (tiopental).

Origen y características generales

Los barbitúricos son derivados del ácido barbitúrico, molécula a partir de la cual se han obtenido varios tipos de estos compuestos. Los productos utilizados son solubles en agua, lo cual facilita su uso como anestésicos de inmersión. Los efectos generales de los barbitúricos van desde la sedación a la anestesia¹.



a. Ácido barbitúrico



b. Tiopental

Estructura 2.11. Barbitúricos

Concentraciones anestésicas

Amilobarbital (salmónidos): 7-10 mg/l. Sin embargo, la inducción con esta concentración puede tomar entre 30 y 60 minutos; si bien se mantiene el plano anestésico por un buen tiempo, la recuperación postanestésica es también muy prolongada tomando hasta cinco (5) horas⁶⁹. Esto hace al producto de poca utilidad con fines prácticos.

Quinalbarbital es un polvo de color blanco de buena solubilidad en agua. Para la inducción de la anestesia se recomienda una concentración de 35 mg/l, pero al igual que el amilobarbital tiene tiempos muy pro-

longados de inducción y de recuperación¹. La concentración reportada en carpas (*Cyprinus carpio*) para inducir un plano anestésico es de 200-300 mg/l⁷⁰.

Mecanismo de acción

Actúan como depresores del SNC mediante efecto agonista sobre los receptores GABA, así como bloqueando los receptores de glutamato, que son de tipo excitatorio¹.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

A diferencia de otros anestésicos, no hay en la literatura científica estudios en donde se haya hecho evaluación de efectos o cambios fisiológicos y bioquímicos causados en peces durante la anestesia con barbitúricos.

Margen de seguridad

Los barbitúricos son tóxicos al ser ingeridos. También son irritantes para la piel y los ojos. Estos compuestos están sujetos a control en su venta en varios países¹.

Anestesia con gases en peces

El concepto de anestesia con gases en peces difiere del usado en animales terrestres ya que los protocolos que se hacen en estos últimos son impracticables por la disposición anatomo-fisiológica del sistema respiratorio de la gran mayoría de los peces. Fundamentalmente, el fenómeno que lo impide es

el colapso y repliegue de los filamentos primarios y secundarios de las lamelas cuando un ejemplar es tomado fuera del agua, esto incrementa la distancia de difusión y disminuye el área efectiva de intercambio gaseoso haciendo el proceso completamente ineficiente^{1,90}. Las únicas especies en las que se podría intentar aplicar la anestesia con gases *per se*, sería en aquellas que tienen estructuras anatómicas modificadas que les permiten la absorción de gases sin colapsarse, como los peces con pulmones o con otras estructuras accesorias complementarias al sistema branquial. Sin embargo, estas especies son muy reducidas en cuanto a número en comparación a la gran mayoría que tiene un sistema branquial convencional. Además, en estas pocas especies no se han hecho suficientes ensayos que validen el procedimiento hacia aplicaciones prácticas¹.

En consecuencia, cuando se hace referencia al término *anestesia con gases en peces*, se estará considerando a los gases que tienen una solubilidad en agua aceptable y que al disolverlos en la misma pueden ser absorbidos por inhalación/inmersión, como sucede con los anestésicos líquidos o sólidos que hasta el momento se han descrito en el presente capítulo. En este grupo se encuentran el dióxido de carbono y los hidrocarburos fluorinados.

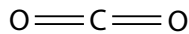
Dióxido de carbono

Nombres químicos: dióxido de carbono, dióxido carbono, gas de ácido carbónico (estructura 2.12).

Nombres comerciales: dióxido de carbono.

Fórmula molecular: CO₂

Peso molecular: 44



Estructura 2.12. Dióxido de carbono

Origen y características generales

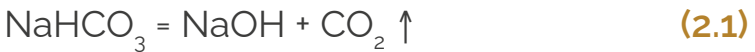
El CO₂ es un gas incoloro e inodoro, con muy buena solubilidad en el agua (880 cm³/l)¹. Aunque es catalogado como un “anestésico efectivo” por algunos autores⁶⁹, su mejor uso es como sedante para transporte ya que la anestesia es muy superficial para procedimientos complejos en comparación a otros anestésicos.

Otro uso que se ha adoptado con el CO₂ es en el área de la acuicultura de salmónidos al momento de cosechar los estanques cuando se va a producir pescado ahumado y se necesita el sangrado de los ejemplares. Una de las ventajas de este uso es el no dejar residuos por su carácter gaseoso, lo que facilita el consumo de los productos sin la necesidad de aplicar períodos de retiro¹. Sin embargo, cuando se usa a nivel industrial, se afecta la calidad de la carne obtenida en el faenado por la hiperactividad que

induce en los animales cuando estos se encuentran en un ambiente hipóxico⁹³.

Concentraciones anestésicas

La forma de proceder con este anestésico es el permitir su ingreso al agua a partir de una fuente (ej. cilindro o bala) que lo contiene y cuyo flujo es controlado mediante una válvula. Sin embargo, en ocasiones es difícil calcular y mantener la concentración requerida para anestésicar al paciente¹. Otra forma de utilizar el CO₂ es disolviendo bicarbonato de sodio en el agua, compuesto que lo liberará más eficiente y rápidamente si el pH del agua está en la franja de acidez moderada⁹² (fórmula 2.1):



Los primeros reportes científicos completos sobre el uso del CO₂ como anestésico para peces se registran en carpas (ciprínidos). En carpa común (*Cyprinus carpio*) alcanzó un estado II al mantener una presión de CO₂ en el agua alrededor de 125 mm Hg. La inducción se dio hacia los 12 minutos, tiempo que se redujo al aumentar la pCO₂ a 200 mm de Hg. Los tiempos de recuperación estuvieron entre ocho (8) y 22 minutos⁹⁴. En alevinos de trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) se ha reportado el uso de 120 a 150 mg/l, mientras en adultos, 200 a 250 mg/l, como concentraciones efectivas para anestesia en esta especie¹.

Cuando la fuente de CO_2 en el agua es la adición de bicarbonato de sodio a la misma, una concentración de 640 mg/l en un pH de 6.5 en el agua es eficiente en trucha arcoíris y carpa común, para una sedación en un tiempo menor a los cinco (5) minutos y que se manifestó con una menor tasa respiratoria, pérdida de movimientos pero no del eje de nado⁹².

En estudios hechos con juveniles del híbrido de tilapia roja (*Oreochromis sp.*) con un peso entre 1.0 y 4.5 g, y utilizando dos concentraciones de bicarbonato de sodio (50 y 100 g/l) en ejemplares mantenidos tanto en agua dulce como salobre (20 ppt), se encontró que en estas aguas, los ejemplares les tomó un mayor tiempo alcanzar un plano profundo de anestesia, pero no en el tiempo de recuperación ni en alguna de las dos concentraciones usadas. Los autores recomiendan con propósitos de anestesia para los juveniles de esta especie una concentración de bicarbonato de sodio de 50 g/l en temperaturas del agua dentro de un rango de 26 a 29 °C¹¹⁵.

Mecanismo de acción

La narcosis inducida por el CO_2 como agente anestésico y su efecto a nivel neural lo equiparan al generado por el éter para explicar su mecanismo de acción como agente anestésico, pero particularmente su efecto se asocia más a la acidosis que produce en el fluido cerebro-espinal⁹⁷.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

La exposición al CO_2 en peces causa acidosis y reducción en el pH de la sangre (acidemia). La subsecuente hiperactividad y estrés generado por esta situación pueden ser reducidos o evitados agregando un buffer de bicarbonato de sodio⁹⁵. Mitsuda *et al.* también demostraron que la anestesia con CO_2 generó cambios en la electrocardiografía de la carpa en comparación al MS-222, particularmente extendiendo el complejo QRS⁹⁶.

Margen de seguridad

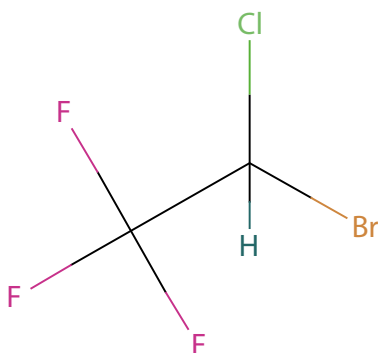
En consideración al buen número de anestésicos disponibles para su uso hoy por hoy, y que además permiten alcanzar narcosis y planos profundos quirúrgicos de anestesia en peces, es más aconsejable el uso del CO_2 como agente sedante si no estuvieran disponibles otros compuestos.

Para disminuir los efectos letales en peces por anestesia con CO_2 se ha utilizado en los últimos años la tecnología de nano-burbujas de O_2 suministradas simultáneamente. Esto teniendo en cuenta que comercialmente ya se dispone de estos equipos para adecuación a sistemas acuícolas. Debido a la alta presión de oxígeno que se obtiene con estas burbujas ultrafinas, Kugino *et al.* lograron aumentar experimentalmente los tiempos de anestesia con

CO₂ hasta por 20 horas con una recuperación posterior rápida. En concreto, estos autores trabajaron con varias especies de peces marinos de Japón, a cuyos ejemplares lograron mantener anestesiados con una concentración de hasta el 5 % de CO₂ en el agua, mientras simultáneamente suministraban burbujas de oxígeno con diámetro de 200 a 300 nm¹¹⁴.

Hidrocarburos fluorinados

Algunos compuestos del grupo de agentes fluorinados, disponibles en anestesia de especies terrestres, se han usado en peces: halotano, enflurano y metoxiflurano, particularmente el primero de estos¹.



Estructura 2.13. Halotano

Nombres químicos: halotano (=fluotano): 2-bromo-2-cloro-1,1,1-trifluoroetano (estructura 2.13).

CAS No. 151-67-7. Enflurano (=etrano) y metoxiflurano (=pentano)¹.

Nombres comerciales: Rhodialothan, Ftorotan, Narcotan, Narcotane^{TM1}.

Fórmula molecular: halotano: $C_2HBrClF_3$

Peso molecular: 197.38

Origen y características generales

El más usado y conocido de este grupo de compuestos es el halotano. Es un hidrocarburo halogenado, no inflamable, de olor dulzón y muy volátil^{1,27}. Su uso en vertebrados superiores por vía inhalatoria, se ha favorecido por llevar a una rápida inducción anestésica sin presentar reacción de excitación; sin embargo, no genera analgesia suficiente y por su menor capacidad de producir una buena relajación muscular se debe usar al tiempo con un principio que lleve a bloqueo muscular¹. Adicionalmente, debe considerarse que es una molécula fotolábil, lo cual puede acortar su tiempo de uso²⁷.

Por su técnica de aplicación y la dificultad para garantizar una concentración homogénea en solución, este tipo de anestésicos no han despertado mucho interés para su aplicación en peces y otros organismos acuáticos. Sus costos tampoco favorecen mayormente su uso¹.

Concentraciones anestésicas

Langdon, citado por Ross y Ross¹, reporta que el halotano conduce a un buen plano anestésico en peces a concentraciones entre 0.5 y 2.0 ml/l agre-

gados directamente al agua. El producto también puede vaporizarse y ser agregado al agua. Este mismo autor señala que la inducción es rápida, así como la recuperación del paciente, entre dos y cinco minutos. Otros autores han descrito más inconvenientes que ventajas en el uso de estos compuestos como anestésicos de peces, concretamente sobre la dificultad para manejar la profundidad del plano anestésico en los pacientes y la reducida homogeneización en solución, haciendo que algunas zonas del volumen de solución puedan tener mayores concentraciones que otras².

Por su parte, en especies como *Dicentrarchus labrax* (lubina) y *Sparus auratus* (dorada) se ha reportado anestesia por hasta ocho (8) horas a una concentración de 40 ppm (partes por millón), alcanzando un estado de narcosis en aproximadamente 10 minutos⁹⁸.

Mecanismo de acción

Estos compuestos actúan sobre el SNC por vía de bloqueo en el transporte de iones de potasio (K^+) a través de las membranas¹.

Margen de seguridad

Por su efecto irritante ocular y cutáneo se recomienda su uso en espacios ventilados y con gafas

protectoras. Se les cataloga como sustancias de riesgo, carcinógenos¹.

Otros anestésicos de menor uso en anestesia por inhalación-inmersión

Existen otros compuestos que se usaron en el pasado con mayor frecuencia para anestesia de peces por vía de disolución en el agua, inmersión del paciente e inhalación del compuesto por parte del ejemplar. Sin embargo, debido al desarrollo de nuevos compuestos como los que ya se han descrito hasta este punto del texto, se ha ido disminuyendo su participación con estos propósitos. Para ilustración del lector, en la tabla 2.1 se presenta un resumen de las principales características de algunos de esos compuestos.

Tabla 2.1. Otros anestésicos de menor uso por vía inhalatoria/inmersión

Principio activo (otros nombres)	Características generales del anestésico	Concentración anestésica recomendada	Otras características del anestésico
4-estiril-piridina	Polvo blanquecino hidrosoluble ¹	20-50 mg/l uno (1)–cinco (5) minutos para inducción 20-30 minutos para recuperación postanestesia ⁸⁵	Buen margen de seguridad general para operarios Tóxico si es ingerido ¹
Hidrato de cloral	Cristales hidrosolubles Requiere de altas concentraciones para lograr la anestesia en peces ¹	0.2-1.0 g/l Inductor de anestesia lento en ciprinidos Salmónidos: ocho (8)-10 minutos Recuperación prolongada: 30 minutos a dos (2)-tres (3) horas ⁶⁹	Débil analgésico Puede llevar a arresto cardiaco y respiratorio Irritante de ojos, piel y sistema respiratorio ¹
Clorbutanol	Cristales solubles en agua caliente, no en fría Solución al 30 % en etanol mejora solubilidad ¹	8-10 mg/l salmónidos ⁶⁹ 1-2 g/l peces de agua dulce Rápida inducción: dos (2)-tres (3) minutos Recuperación: 30-60 minutos ¹	Irritante para ojos (usar gafas protectoras), piel y sistema respiratorio ¹

Principio activo (otros nombres)	Características generales del anestésico	Concentración anestésica recomendada	Otras características del anestésico
Cloroformo	Líquido incoloro No hidrosoluble Posible carcinógeno ¹	0.14 cm ³ /l ¹	Pocos reportes en peces (mayor uso en invertebrados) Hepatotóxico para operadores de la anestesia Uso recomendado en espacios ventilados ¹
Éter (dietil éter)	Muy baja solubilidad en agua ¹	10-50 cm ³ /l 10-20 cm ³ /l salmónidos Inducción: dos (2)- tres (3) minutos Recuperación: cinco (5)-30 minutos ¹	Volátil e inflamable (precaución) Irritante de piel y ojos ¹
Lidocaína (lignocaína, xilocaína)	Insoluble en agua (requiere de alcohol o acetona) Sal de hidrocloreuro: hidrosoluble ¹	100 mg/ l Inducción rápida: < un (1) minuto Recuperación: ~ cinco (5) minutos 10 mg/l: transporte de peces ⁸⁶	Riesgo de efecto tóxico al ingerir ¹
Metil pentinol	Líquido con olor desagradable Y soluble en agua ¹	0.5-0.9 cm ³ /l salmónidos Inducción: dos (2)-tres (3) minutos ¹	Arresto respiratorio durante anestesia Irritante de ojos, piel, sistema respiratorio ¹

Principio activo (otros nombres)	Características generales del anestésico	Concentración anestésica recomendada	Otras características del anestésico
Piscaína (fentiazamina, 2-amino-4-feniltiazol)	Mayor uso en Japón Depresor SNC ¹	12 mg/l sedación carpa 30-40 mg/l anestesia durante 20 a 40 minutos ⁸⁷	Irritante ojos, piel y sistema respiratorio ¹
Propanidid (Epontol, Fabantol)	Se usó en humanos por vía iv pero fue retirado por reacciones adversas ¹	4 cm ³ /l carpa 1-4 cm ³ /l trucha arcoíris 1-3 cm ³ /l salmón ¹	Tóxico al ingerirlo Irritante en ojos y piel ¹
Propoxate	Estructura similar a metomidate y etomidate. Alta hidrosolubilidad 1000 veces más efectivo como anestésico que el MS222 ⁸⁸	4 mg/l inducción en 30 a 60 segundos 1 mg/l inducción en cinco (5) a nueve (9) minutos ⁸⁸	Fármaco de alto costo lo cual ha limitado su uso en muchos lugares Muy eficaz y seguro como anestésico ^{1,88}
Uretano	Cristales de alta hidrosolubilidad Efectivo a una concentración del 0.5 % ¹	5-50 mg/l ⁶⁹	De alto riesgo por su efecto potencial carcinogénico e inducción de leucopenia Retirado del mercado ⁸⁹

Anestésicos usados por vía parenteral

La vía parenteral tiene una reducida utilización en anestesia de peces en comparación con la de inmersión/inhalación. Las razones fundamentales son de tipo práctico, como la mayor facilidad para disolver anestésicos en el agua (inmersión), pero también por el estrés que genera en el paciente la captura y sometimiento a la inyección del anestésico cuando se usa la vía parenteral. Si bien su uso es reducido, a continuación, se describen algunos de los anestésicos implementados por vía parenteral en peces.

Ketamina

Nombres químicos: 2-(2-clorofenil)-2-metilamino-ciclohexanona, hidrocloreuro de ketamina (estructura 2.14).

CAS No. 100477-72-3.

Nombres comerciales: Ketamine, Ketaject, Ketaset, *dl*-Ketamine, Ketanest, Ketoject, Ketalar, Ketolar.

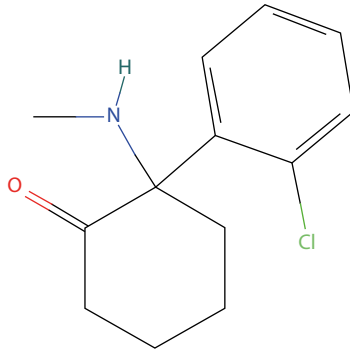
Fórmula molecular: $C_{13}H_{16}ClNO$

Peso molecular: 237.73

Origen y características generales

Compuesto disponible en solución para inyección directa o como polvo blanquecino para reconstituir. De amplio uso en humanos y en medicina veterinaria de especies terrestres, como agente clásico inductor de anestesia disociativa¹. Se ha usado sola

o en combinación con α_2 -agonistas y recomendada para procedimientos cortos⁹⁹.



Estructura 2.14. Ketamina

Concentraciones anestésicas

Las truchas arcoíris y marrón presentaron un cuadro anestésico de 20 minutos cuando fueron inyectadas por vía IM, con una dosis de 130 mg/kg de ketamina; mientras que con una dosis de 150 mg/kg, el tiempo aumentó al rango de 50-80 minutos. Sin embargo, el tiempo de recuperación fue muy prolongado, hasta 90 minutos, y acompañado de hiperactividad y ataxia¹⁰⁰.

En el cíclido *Heros citrinellum*, atractivo pez ornamental también conocido como cíclido loro, se indujo la anestesia con una inyección IV (vena caudal o arteria dorsal) de 30 mg/kg, mostrando un rápido descenso de ventilación en el primer minuto, una duración de 40 minutos del plano anestésico pero hasta cuatro (4) horas para la recuperación total postanestésica¹⁰¹.

En la trucha arcoíris, *Oncorhynchus mykiss*, y salmon coho, *Oncorhynchus kisutch*, se ha registrado como exitosa una concentración de 30 mg/l de ketamina (vía inhalatoria/inmersión) para inducir la anestesia en estos dos salmónidos¹⁰². Más recientemente ejemplares de trucha arcoíris, con un rango de peso entre 20 y 240 g, fueron expuestas a una concentración de 100 mg/l de ketamina, obteniendo resultados satisfactorios al alcanzar los planos anestésicos (estado III, plano 3) en un periodo entre dos (2) y tres (3) minutos, y permaneciendo en este estado durante cinco (5) a seis (6) minutos. La sobrevivencia fue del 100 % en este experimento. Si bien el tiempo efectivo de anestesia no fue muy prolongado y serviría para procedimientos cortos, este estudio corroboró la capacidad que tiene la ketamina para ser absorbida por vía branquial¹¹⁶.

Mecanismo de acción

Este anestésico conduce a una disociación electrofisiológica entre los sistemas límbico y cortical, conocida con el nombre de anestesia disociativa, antagonismo no competitivo en los receptores N-metil-D-aspartato (NMDA)³⁸.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

Los elasmobranquios son más susceptibles que los peces óseos al efecto de la ketamina y pueden presentar espasmos musculares¹⁰.

Para reducir los efectos de apneas prolongadas y los espasmos musculares, la ketamina puede combinarse con un agonista $\alpha 2$ -adrenérgico, concretamente medetomidina. Aunque con esta combinación se reducen estos efectos indeseables, puede presentarse depresión respiratoria, bradicardia e inmovilización incompleta del paciente^{2,38}.

Por varios de los efectos indeseables mencionados, se considera que la ketamina o en combinación con medetomidina, es más aconsejable para restricción de movimiento o capturas, que como sustituto de anestesia inhalatoria².

Margen de seguridad

Se ha indicado que el margen de seguridad de la ketamina en peces puede reducirse al aumentar la temperatura del agua¹⁰¹.

Alfaxalona y alfadolona

En la sección anterior se presentó la alfaxalona como uno de los anestésicos que ha tomado fuerza como anestésico de inhalación-inmersión en peces. En esta sección se presenta su uso en combinación con la alfadolona por vía parenteral.

Nombres químicos: (3R,5S,8S,9S,10S,13S,14S,17S)-

17-acetil-3-hydroxi-10,13-dimetil

1,2,3,4,5,6,7,8,9,12,14,15,16,17-tetra-decahidro-ciclopentala]

fenantreno-11- [2-[(3R,5S,8S,9S,10S,13S,14S,17S)-3-hidroxi-10,13-dimetil-11-oxo 1,2,3,4,5,6,7,8,9,12,14,15,16,17-tetra-decahidro-ciclopentana]fenantreno-17--2-oxo-etil-acetato (estructura 2.15).

Nombres comerciales: Alfathesin, Alphadione, Alfadione, Aurantex, Saffan, Alfatesine, Althesin, CT-1341¹.

Fórmula molecular: C₄₄H₆₆O₈

Peso molecular: 722.

Origen y características generales

La mezcla esteroidal alfaxalona/alfadolona (A/A) (3:1) deprime la actividad del SNC pero sin actuar sobre el sistema integumentario. Esto ha servido para aplicaciones en fisiología sensorial, concretamente en el estudio de mecanorreceptores^{1,103}.

Concentraciones anestésicas

La respuesta anestésica frente a la combinación A/A varía entre las especies. Peters *et al.*¹⁰³ reportan buenos resultados en varios tipos de peces gato, con una duración prolongada por horas de planos de anestesia quirúrgica. De otra parte, Oswald¹⁰⁰ no logra encontrar en dos especies de truchas una dosis que sea eficiente tanto en perfusión branquial como en control de locomoción de los ejemplares.

A una dosis de 12 mg/kg, la respiración y circulación en bacalao del Atlántico, *Gadus morhua*, se mantu-

vieron en niveles basales durante la anestesia, según lo reporta Tytler y Hawkins¹⁰⁴. En la misma especie se ensayó la vía intraperitoneal, con la misma dosis, para hacer investigaciones de sensibilidad olfatoria¹⁰⁵. En dosis de 24 mg/kg, el efecto respiratorio ventilatorio positivo puede abolirse en trucha arcoíris¹.

La alfaxalona además de su uso por inmersión/inhalación, ya presentado en la sección anterior, también ha sido aplicada por vía IM en peces koi con un rango de 5 a 10 mg/kg; sin embargo, las respuestas han sido variables y se ha registrado mortalidad elevada en algunos casos, lo cual no favorece de momento una recomendación para esta especie y esta vía de administración³⁸.

Mecanismo de acción

Tal y como se relató previamente, estos anestésicos actúan a través de la acción agonista sobre los receptores $GABA_A$ y glicina, los dos del tipo moduladores inhibitorios de la función nerviosa³⁸. Como resultado se genera una hiperpolarización de la membrana postsináptica y la consecuente inhibición en la propagación del potencial de acción⁷¹.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

Uno de los aspectos positivos de esta mezcla anestésica es su estimulación cronotópica positiva

Margen de seguridad

Para quien aplica la anestesia se considera una mezcla de bajo riesgo, así como para el ambiente cuando es descartado. Se recomienda el uso de guantes todo el tiempo y evitar auto inyección debido a la potencia de su efecto¹.

Nembutal (pentobarbital)

Nombres químicos: 5-etil-5-pentan-2-yl-1,3-diazinano-2,4,6-triona-sodio-5-etil-4,6-dioxo-5-pentano-2- il-1 *H*-pirimidina-2-olato¹ (estructura 2.16).

CAS No. 76-74-4.

Nombres comerciales: Pentobarbital, Nembutal, Nembutal Sódico, Mebubarbital, Somnopentil, Euthanyl, Euthatal, Pentobarbitona.

Fórmula molecular: C₁₁H₁₈N₂O₃

Peso molecular: 226.27.

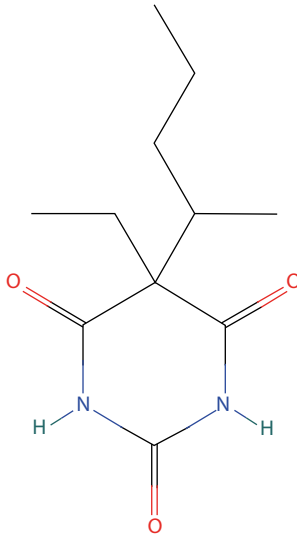
Origen y características generales

Barbitúrico de acción entre corta e intermedia y de amplio uso en mamíferos terrestres¹.

Concentraciones anestésicas

Tanto en el caso de la tenca (*Tinca tinca*) como del rutilo (*Rutilus rutilus*), dos ciprínidos, una dosis de 20 mg/kg por vía IM fue efectiva para inducir anestesia¹⁰⁶. Para el caso de truchas arcoíris y marrón, Oswald encontró que se requería una dosis más

alta y por vía intraperitoneal: 48-72 mg/kg¹⁰⁰. Con estos protocolos se registran planos anestésicos bastante prolongados (6-24 horas), dependiendo de las dosis utilizadas¹. En el caso de peces cartilaginosos, elasmobranquios, las dosis efectivas son mucho menores (6 mg/kg), siendo tóxicas-letales cuando se alcanzan valores de 60 mg/kg (índice terapéutico = 10)¹⁰⁷.



Estructura 2.16. Nembutal

Mecanismo de acción

Al ser un compuesto de tipo barbitúrico, su mecanismo de acción está dado por la interacción con receptores GABA y por el bloqueo a los receptores de glutamato (excitatorios)¹.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

Un aspecto desestimulante en el uso de este anestésico está relacionado con las complicaciones asociadas a los largos tiempos de recuperación y a la ataxia que presentan los ejemplares. Además, se ha visto bradicardia intensa, arresto respiratorio y efectos tipo curare en el paciente (parálisis progresiva que lleva a paro cardíaco). Los efectos prolongados de este anestésico se atribuyen en parte a la no eliminación por vía branquial, lo cual hace más persistente las concentraciones efectivas en el paciente anestesiado¹.

Margen de seguridad

Tóxico al ser ingerido o inyectado. Irritante de tracto respiratorio, piel y ojos. Usar agua inmediatamente para enjuagar superficies afectadas.

Propanidid

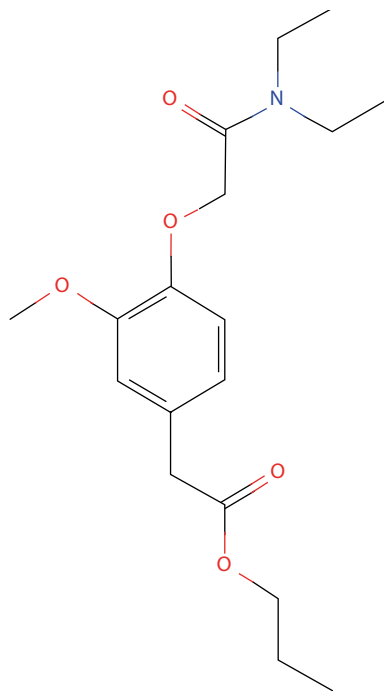
Nombres químicos: 3-metoxi-4-(N,N-dietilcarbamoil-metoxi)-fenilacético ácido- n-propil éster (estructura 2.17).

CAS No. 1421-14-3.

Nombres comerciales: Epontol, Eponthol, Fabantol, Fabontal, Propanidide, Propanidid, Propantan, Sombrevin.

Fórmula molecular: $C_{18}H_{27}NO_5$

Peso molecular: 337.41



Estructura 2.17. Propanidid

Origen y características generales

Líquido de color amarillo pálido insoluble en agua y soluble en alcohol¹.

Concentraciones anestésicas

Hay resultados variables en las dosis reportadas como efectivas para anestesia de la especie reportada trucha arcoíris. De una parte, Oswald indica que corresponde a una dosis de 325 mg/kg por vía IP para anestesia efectiva, con una duración de 2.5 horas¹⁰⁰. Siwicki señala una dosis mucho más baja de 2 mg/kg para una inducción en un tiempo igualmente bajo de dos (2) a cuatro (4) minutos¹⁰⁸.

Mecanismo de acción

El propanidid tiene efectos inhibitorios polisinápticos e inhibe transitoriamente la vía tálamo-cortical. Los mecanismos neuronales también sugieren un efecto analgésico de parte de este compuesto¹⁰⁹.

Efectos fisiológicos y bioquímicos

Se considera que una de las grandes ventajas de este compuesto está en la no afectación a la ventilación respiratoria y a cambios menores en la química sanguínea. La reacción a estímulos se da aproximadamente una hora después de la inducción¹.

Margen de seguridad

Riesgo de irritación en ojos, piel y tracto respiratorio¹.

Xilazine

Nombres químicos: N-(2,6-dimetilfenil)-5,6-dihidro-4H-1,3-tiazin-2-amina (estructura 2.18).

CAS No. 7361-61-7

Nombres comerciales: Xilazina, Rompun^{TM1}.

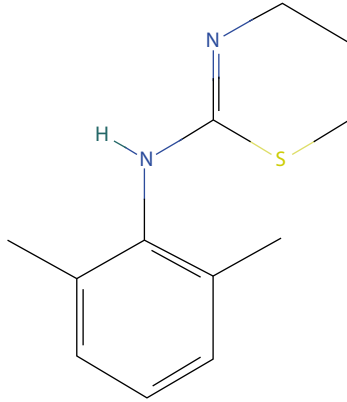
Fórmula molecular: $C_{12}H_{16}N_2S$

Peso molecular: 220.33

Origen y características generales

Agonista α_2 de amplio uso en animales terrestres. Reconocido por su capacidad analgésica, sedante y de relajante muscular actuando a nivel central¹¹⁰. Puede llevar a colapso ventilatorio y convulsiones¹¹⁰

y modificaciones en el electrocardiograma de los pacientes. Dado que existe hoy por hoy una buena oferta de otros anestésicos, no se recomienda como opción primaria para anestesia de peces¹.



Estructura 2.18. Xilazine

Margen de seguridad

Tóxicos por inhalación o ingestión. Irritante de ojos, tracto respiratorio y piel¹.

Anestésicos usados por vía oral

La aplicación de anestesia por vía oral ha tenido en peces una aproximación más experimental que un uso directo como protocolo de rutina. Aunque esta vía se reconoce como no inductora de estrés en el paciente, ya que no se asocia a ninguna sujeción o captura, hay otras razones que explican el que no haya sido adoptada como un método muy utilizado para anestesiarse peces. Entre estas se tiene: 1) demanda un

trabajo adicional para poder incorporar el anestésico a un vehículo (por ejemplo, alimento, especialmente), 2) puede alterarse su desarrollo debido a un posible efecto químico causado por hidrólisis, neutralización u otro tipo de reacción de parte del anestésico según el ambiente químico que encuentre en el tracto digestivo del paciente, 3) mayor lentitud en la inducción anestésica dado el tiempo que toma la absorción del agente anestésico por la vía digestiva, 4) no es fácil precisar la cantidad total de anestésico efectivamente consumido por el paciente¹.

A pesar de estos aspectos que hacen difícil practicar la anestesia por vía oral en peces, se han hecho algunos ensayos al respecto.

El diazepam, benzodiazepina de amplio uso, fue utilizado en la especie *Alosa sapidissima*, un tipo de sábalo, en dosis de 0.04 a 0.08 mg/kg, teniendo en cuenta sus propiedades ansiolíticas, de sedación y buena relajación muscular. Aunque los resultados reportados por los autores de este ensayo fueron satisfactorios, los aspectos negativos antes mencionados no permitieron sugerir el método para aplicación práctica rutinaria³.

El metomidate es otro de los anestésicos que ha sido usado por vía oral pero sin resultados concluyentes para recomendar su utilización rutinaria^{15,16}.

Anestésicos de uso local

Aunque el uso de anestésicos locales es menos frecuente en peces que en especies terrestres, una de las primeras aplicaciones sugeridas es como medida complementaria a cirugías para disminuir el dolor por estimulación de nociceptores en algunos procedimientos quirúrgicos¹¹¹. Algunos anestésicos locales también se han usado por vía parenteral en peces en combinación con otros compuestos para lograr planos anestésicos¹. El uso a la fecha de anestésicos locales en peces está restringido a xilocaína (lidocaína) y procaína (novocaína).

Xilocaína-lidocaína

Nombres químicos: 2-dietilamino-N-(2,6-dimetilfenil) acetamida (estructura 2.19).

CAS No. 137-58-6.

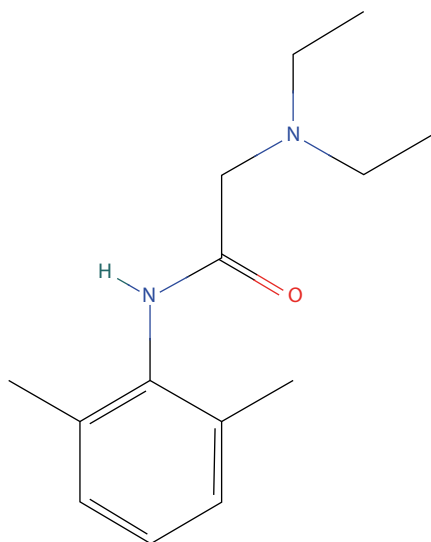
Fórmula molecular: $C_{14}H_{22}N_2O$

Peso molecular: 234.33.

Origen y características generales

La xilocaína o lidocaína es un compuesto tipo amida con propiedades antiinflamatorias debido a la aparente atenuación del efecto de citokinas, ICAM-1 (molécula de adherencia intracelular) y reducción de neutrófilos. Es usada en aplicación tópica para disminuir prurito, sensación de quemadura y dolor de piel inflamada. También se usa como anestésico

para cirugías menores localizadas¹¹². Este compuesto también ha sido aplicado como anestésico por vía parenteral, inyección espinal de 0.1 cm³ en trucha arcoíris. Este procedimiento condujo a una inmovilización por cinco (5) minutos. Los animales perdieron la movilidad en la zona corporal posterior al punto de inyección y les tomó aproximadamente 50 minutos recuperarse en cirugías menores localizadas¹¹².



Estructura 2.19. Xilocaina

Procaína-novocaína

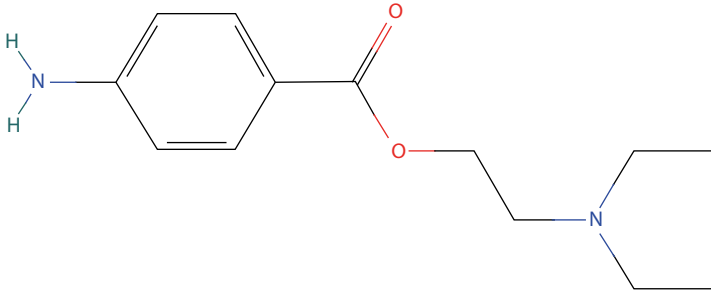
Nombres químicos: ácido 4-aminobenzoico-2-dietilaminoetil éster (estructura 2.20).

CAS No. 59-46-1.

Nombres comerciales: Novocaína, Novocaine.

Fórmula molecular: C₁₃H₂₀N₂O₂

Peso molecular: 236.31



Estructura 2.20. Procaína-novocaína

Origen y características generales

La procaína es un anestésico local de muy amplio uso desde inicios del siglo xx. Pertenece al grupo de amino éster y actúa fundamentalmente como un bloqueador de canales de sodio¹³. La aplicación de procaína debe hacerse con precaución y uso apropiado de dosificaciones ya que cuando se exceden los valores conduce a una depresión de la actividad neuronal. Varios estudios en animales de laboratorio han demostrado que también puede incrementar los niveles de dopamina y serotonina¹¹³.

En la tabla 2.2 se presenta un resumen de algunos de los reportes encontrados por Chatigny *et al.*¹¹¹ en el uso de los anestésicos locales xilocaína y procaína en peces.

Tabla 2.2. Uso de anestésicos locales en peces

Principio activo (agente)	Dosis-ruta	Especies	Comentarios
Procaína 2 % (Novocaína)	25 mg/kg (0.25 ml) Infiltración local	Bacalao blanco de mar	Sensación de bloqueo
Lidocaína	1-2 mg/kg Infiltración local	No determinadas	Evitar sobredosificar, particularmente animales pequeños
	9 mg/kg (1 mg/ pez) En los labios	Trucha arcoíris	Lidocaína mucho más efectiva que buprenorfina o carprofen
	1.7 mg/kg (0.1 ml / en la zona) Infiltración local de Lidocaína al 2 %	Salmón del Atlántico	Uso sobre el área quirúrgica
	15 mg/kg (0.1 ml / en la zona) Infiltración espinal de Lidocaína al 2 %	Truchas arcoíris y marrón	Inmovilización del animal en cinco (5) minutos y recuperación en 45 a 50 minutos

Principio activo (agente)	Dosis-ruta	Especies	Comentarios
Lidocaína	30 µL Infiltración local de Lidocaína al 2 % con 1 % epinefrina	Truchas arcoíris y marrón	Inmovilización del animal en cinco (5) minutos y recuperación en 45 a 50 minutos
	Lidocaína 10 % (espray) Tópica	Mormiridos (peces elefante de agua dulce, africanos)	Inhibición del cortejo acústico cuando hubo infiltración en músculos conexos a vejiga gaseosa
	Lidocaína Infiltración espinal	Pez gato africano	Insensibilización de área de implantación de electrodos
	Lidocaína Infiltración local	Atún de aleta amarilla y rayado (listado)	Restricción adicional de movimiento durante experimento
	Lidocaína gel (50 mg/g)	Salmón rojo y Masu Pez cebra	Uso sobre el área quirúrgica Uso tópico en narinas para bloquear el olfato

Fuente: tomada y modificada de Chatigny *et al.*¹¹¹.

Referencias

1. Ross LG, Ross B. Anaesthetic and Sedative Techniques for Aquatic Animals. 3rd ed. Blackwell; 2008. 220 p.
2. Neiffer DL, Stamper MA. Fish sedation, anesthesia, analgesia, and euthanasia: considerations, methods, and types of drugs. *ILAR J.* 2009; 50 (4): 343-360.
3. Murai T, Andrews JW, Muller JW. Fingerling american shad: effect of valium, MS-222, and sodium chloride on handling mortality, *Prog Fish Culturist.* 1979; 41: 27-29.
4. Sladky KK, Clarke III EO. Fish surgery: presurgical preparation and common surgical procedures. *Vet Clin Exot Anim.* 2016; 19:55-76.
5. Scott Weber III EP, Weisse C, Schwarz T, Innis C, Klide AM. Anesthesia, Diagnostic Imaging, and Surgery of Fish. *Compend Contin Edu Vet.* 2009: E1- E9.
6. Amin AB, Mortensen L, Poppe T. Histology Atlas, Normal Structure of Salmonids. APL, International Edition. Bodo, Norway; 1992. 222 p.
7. Bell GR. A guide to the properties, characteristics and uses of some general anaesthetics for fish, *Bull Fish Res Board Can;* 1964. (148): 11.
8. Randall DJ, Hoar WS. Special techniques In: Hoar WS, Randall DJ (eds.) *Fish Physiology*, vol 6, Academic Press, New York; 1971. 559 p.
9. Hovda J, Linley TJ. The potential application of hypothermia for anesthesia in adult Pacific salmon. *N Am J Aquac.* 2000; 62:67-72.

10. Stoskopf M. Anaesthesia. In L. Brown (ed). Aquaculture for Veterinarians, Pergamon Press, New York; 1993. 161-167 pp.
11. Robinson E. A study of the use of alternating current for electroanaesthesia in *Salmo gairdneri* and *Oreochromis niloticus*. BSc thesis, University of Stirling, 1984. 26 p.
12. Barham WT, Schoonbee HJ, Visser JGJ. The use of electronarcosis as anaesthetic in the cichlid *Oreochromis mossambicus* (Peters), II, The effects of changing physical and electrical parameters on the narcotising ability of alternating current, *Onderstepoort J Vet Res.* 1987; 55(4): 205 -215.
13. Riedesel DH. Anesthetics. In: Pharmacology, FH Ahrens (ed). The National Veterinary Medical Series. Blackwell Publishing. Ames, Iowa; 2007. 85-110 pp.
14. Schroeder P, Lloyd R, McKimm R, Metselaar M, Navarro J, O'Farrell M, Readman GD, Speilberg L, Mocho JP. Anaesthesia of laboratory, aquaculture and ornamental fish: proceedings of the first LASA-FVS symposium. *Lab Animals*; 2021. 55(4):317-328.
15. Hansen MK, Nymoer U, Horsberg TE. Pharmokinetic and pharmacodynamic properties of metomidate in turbot (*Scophthalmus maximus*) and halibut (*Hippoglossus hippoglossus*). *J Vet Pharmacol Therap.* 2003; 26: 95-103.
16. Steers JE, Sherrill J. Use of oral tiletamine-zolazepam for sedation and translocation of captive yellowtailjacks (*Seriola lalandi*). *Proc Intl Assoc Aqua Anim Med*; 2001. 168-170 pp.

17. Harms CA. Fish. In: Fowler ME, Miller RE, (eds.). Zoo and Wild Animal Medicine, 5th ed. St. Louis: Saunders; 2003. 2-20 pp.
18. Chatigny F, Kamunde C, Creighton CM, Stevens ED. Uses and doses of local anesthetics in fish, amphibians and reptiles. J Am Assoc Lab Anim Sci. 2017; 56(3):244-253.
19. Palmer LM, Mensinger AF. Effect of the anesthetic Tricaine (MS-222) on nerve activity in the anterior lateral line of the oyster toadfish, *Opsanus tau*, J Neurophysiol. 2004; 92: 1034-1041.
20. Laird L.M, Oswald RL. A note on the use of benzocaine (ethyl paminobenzoate) as a fish anaesthetic. J Inst Fish Manage. 1975; 6(4): 92-94.
21. Roubach R, De Carvalho Gomes L, Val AL. Safest level of tricaine methanesulphonate (MS-222) to induce anesthesia in juveniles of matrinxã, *Brycon cephalus*. Acta Amazonica. 2001; 31(1):159-163.
22. Fleming GJ, Heard DJ, Floyd RF, Riggs A. Evaluation of Propofol and medetomidine-ketamine for short-term immobilization of Gulf of Mexico sturgeon (*Acipenser oxyrinchus desotii*). J Zoo Wildl Med. 2003; 34:153-158.
23. Butterworth IV JF, Strichartz GR. Molecular mechanisms of local anesthesia: a review. Anesthesiology. 1990; 72:711-734.
24. Frazier DT, Narahashi T. Tricaine (MS-222): effects on ionic conductances of squid axon membranes. Eur J Pharmacol. 1975; 33: 313-317.

25. Bernstein PS, Digre KB, Creel DJ. Retinal toxicity associated with occupational exposure to the fish anesthetic MS-222. *Am J Ophtalmol.* 1997; 124(6): 843-844.
26. Palić D, Herolt DM, Andreasen CB, Menzel BW, Roth JA. Anesthetic efficacy of tricaine methanesulfonate, metomidate and eugenol: effects on plasma cortisol concentration and neutrophil function in fathead minnows (*Pimephales promelas* Rafinesque, 1820). *Aquaculture.* 2006; 254:675-685.
27. Ackerman PA, Morgan JD, Iwama GK. Anesthetics. Canadian Council of Animal Care. Guidelines. Ottawa, Canada; 2005. 22 p.
28. Gilderhus PA. Efficacy of benzocaine as an anesthetic for salmonid fishes. *North Am J Fish Manag.* 1989; 9:150-153.
29. Gilderhus PA. Benzocaine as an anesthetic for striped bass. *Prog Fish-Cult.* 1991; 53(2):105-107.
30. Ferreira JT, Smit GL, Schoonbee HJ, Holzapfel CW. Comparison of anesthetic potency of benzocaine hydrochloride and MS-222 in two freshwater species. *Prog Fish-Cult.* 1979; 41(3):161-163.
31. Brown LA. Anesthesia and Restraint. In M. Stoskopf (ed). *Fish Medicine.* WB. Saunders; 1993. 79-90 pp.
32. Noga EJ. Pharmacopoeia. In *Fish Disease: Diagnosis and Treatment.* 2nd ed. Wiley-Blackwell; 2010. 375-420 pp.
33. PubChem [Internet]. Bethesda (MD): National Library of Medicine (us), National Center for Biotechnology Information; 2004-. PubChem Compound Summary for CID 3314, Eugenol; [cited 2024 June 11]. Available

from: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Eugenol>

34. Rucinque DS, Polo G, Borbón J, González JF. Anesthetic use of eugenol and benzocaine in juveniles of red tilapia (*Oreochromis sp.*). *Rev Col Cienc Pec (rccp)*. 2017; 30:60-66.
35. Pramod K, Ansari SH, Ali J. Eugenol: a natural compound with versatile pharmacological actions. *Nat Prod Comm (NPC)*. 2010; 5(12):1999-2006.
36. PubChem [Internet]. Bethesda (MD): National Library of Medicine (us), National Center for Biotechnology Information; 2004-. PubChem Compound Summary for CID 4943, Propofol; [cited 2024 June 11]. Available from: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Propofol>
37. Department of Health and Human Services Food and Drug Administration Center for Veterinary Medicine. Concerns Related to the use of Clove Oil as an Anesthetic for Fish. [Internet]. 24 de abril de 2007. [Consultado el 2 de febrero de 2022]. Disponible en <https://www.fda.gov/media/69954/download>.
38. Vergneau-Grosset C, Cruz Benedetti IC. Fish sedation and anesthesia. *Vet Clin Exot Anim*. 2002; 25:13-29.
39. Ying SW, Goldstein PAJMP. Propofol suppresses synaptic responsiveness of somatosensory relay neurons to excitatory input by potentiating GABA_A receptor chloride channels. *Mol Pain*. 2005; 1:2.
40. Gressler LT, Sutili FJ, da Costa ST *et al*. Hematological, morphological, biochemical and hydromineral responses

- in *Rhamdia quelen* sedated with propofol. Fish Physiol Biochem. 2015; 41(2): 463-472.
41. Miller SM, Mitchell MA, Heatley JJ *et al.* Clinical and cardiorespiratory effects of propofol in the spotted bamboo shark (*Chylloscyllium plagiosum*) J Zoo Wildl Med. 2005; 36(4):673-676.
 42. Gomulka P, Czerniak E, Dagowski J. *et al.* Effects of propofol and carbon dioxide on acid-base balance in Siberian sturgeon. Pol J Vet Sci. 2015; 18(2):267-272.
 43. Gomulka P, Wlasow T, Szczepkowski M. *et al.* The effect of propofol anaesthesia on haematological and biochemical blood profile of European whitefish. Turkish J Fish Aquat Sc. 2014; 14(2):331-337.
 44. Gholipourkanani H, Ahadzadeh S. Use of propofol as an anesthetic and its efficacy on some hematological values of ornamental fish *Carassius auratus*. Springerplus. 2013; 2(1):76.
 45. PubChem [Internet]. Bethesda (MD): National Library of Medicine (us), National Center for Biotechnology Information; 2004-. PubChem Compound Summary for CID 31236, Phenoxyethanol; [cited 2024 June 11]. Available from: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Phenoxyethanol>
 46. Barton BA, Helfrich H. Time-dose responses of juvenile rainbow trout to 2-phenoxyethanol. Prog Fish Culturist. 1981; 32(4): 223.

47. Sehdev HS, McBride JR, Fagerlund УММ. 2-phenoxyethanol as a general anaesthetic for Sockeye Salmon. J Fish Res Board Can. 1963; 20: 1435–1440.
48. Yamamitsu S, Itazawa Y. Effects of an anesthetic 2-phenoxyethanol on the heart rate, ECG and respiration in carp. Bull Jpn J Sci Fisheries. 1988; 54(10): 1737–1746.
49. Josa A, Espinosa E, Cruz JI, Gil L, Falceto MV, Lozano R. Use of 2-phenoxyethanol as an anesthetic agent in goldfish (*Cyprinus carpio*). Res Vet Sci. 1992; 53: 139.
50. Fredricks KT, Gingerich WH, Fater DC. Comparative cardiovascular effects of four fishery anesthetics in spinally transected rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. Comp Biochem Physiol 104C. 1993; (3): 477–483.
51. Imamura-Kojima H, Takashima F, Yoshida T. Absorption, distribution and excretion of 2-phenoxyethanol in rainbow trout, Bull Jpn Soc Sci Fish. 1987; 53(8): 1339–1342.
52. Molinero A, González J. Comparative effects of MS 222 and 2-phenoxyethanol on gilthead sea bream (*Sparus aurata L.*) during confinement. Comp Biochem Physiol A-Comp Physiol. 1995; 111 A(3): 405–414.
53. Morton WE. Occupational phenoxyethanol neurotoxicity: a report of three cases. J Occup Med. 1990; 32(1):42–45.
54. PubChem [Internet]. Bethesda (MD): National Library of Medicine (us), National Center for Biotechnology Information; 2004-. PubChem Compound Summary for CID 1254, Menthol; [cited 2024 June 11]. Available from: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Menthol>

55. Mazandarini M, Hoseini SM. Menthol and 1,8-cineole as new anaesthetics in common carp, *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1978). *Aquac Res.* 2017; 48:3041-3051.
56. Hoseini SM, Mirghaed AT, Yousefi M. Application of herbal anaesthetics in aquaculture. *Rev Aquac.* 2017; 11:550-564.
57. Kasai M, Hososhima S, Yun-Fei L. Menthol induces surgical anesthesia and rapid movement in fishes. *Open Neurosci J.* 2014; 8: 1-8.
58. Gonçalves AFN, Santos ECC, Fernandes JBK, Takahashi LS. Mentol e eugenol como substitutos da benzocaina na indução anestésica de juvenis de pacu. *Acta Scienti Animal Sci.* 2008; 30: 339-344.
59. Teta C, Kaiser H. Menthol as an alternative anaesthetic and sedative for rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Afr J Aqua Sci.* 2019; 44(1):71-76.
60. De Oliveira Hashimoto GS, Neto FM, Ruiz ML, Acchile M, Chagas EC, Chaves FCM *et al.* Essential oils of *Lippia sidoides* and *Mentha piperita* against monogenean parasites and their influence on the hematology of Nile tilapia. *Aquaculture.* 2016; 450: 182-186.
61. Da Silva EMP, Oliveira RHF, Nero BD. 2016. Menthol as anaesthetic for lambari *Astyanax altiparanae* (Garutti & Britski 2000): attenuation of stress responses. *Aquaculture Res.* 2016; 47:1413-1420.
62. Façanha MF, Gomes LC. Efficacy of menthol as an anesthetic for tambaqui (*Colossoma macropomum*, Characiformes: *Characidae*). *Acta Amazónica.* 2005; 35: 71-75.

63. Masee KC, Rust MB, Hardy RW, Stickney RR. The effectiveness of tricaine, quinaldine sulfate and metomidate as anesthetics for larval fish. *Aquaculture*. 1995; 134(3-4):351-359.
64. Harms CA, Bakal RS. Techniques in fish anesthesia. *J Sm Exot Anim Med*. 1995; 3:19-25.
65. Small BC. Anesthetic efficacy of metomidate and comparison of plasma cortisol responses to tricaine methanesulfonate, quinaldine and clove oil anesthetized channel catfish *Ictalurus punctatus*. *Aquaculture*. 2003; 218:177-185.
66. Amend DF, Goven BA, Elliot DG. Etomidate: effective dosages for a new fish anesthetic. *Trans Am Fish Soc*. 1982; 111(3): 337-341.
67. Limsuwan C, Limsuwan T, Grizzle JM, Plumb JA. Stress response and blood characteristics of channel catfish (*Ictalurus punctatus*) after anesthesia with etomidate. *Can J Fish Aquat Sci*. 1983; 40(11-12):2105-2112.
68. PubChem [Internet]. Bethesda (MD): National Library of Medicine (US), National Center for Biotechnology Information; 2004-. PubChem Compound Summary for CID 667484, Etomidate; [cited 2024 June 11]. Available from: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Etomidate>
69. McFarland WN, Klontz GW. Anesthesia in fishes. *Fed Proc*. 1969; 28(4):1535-1540.
70. Hikasa Y, Takase K, Ogasawara T, Ogasawara S. Anesthesia and recover with tricaine methanesulfonate,

- eugenol and thiopental sodium in the carp, *Cyprinus carpio*. *Jpn J Vet Sci*. 1986; 48:341–351.
71. Cottrell GA, Lambert JJ, Peters JA. Modulation of $GABA_A$ receptor activity by alfaxalone. *Br J Pharmacol*. 1987; 90(3):491–500.
 72. Lambert JJ, Belelli D, Peden DR, *et al*. Neurosteroid modulation of $GABA_A$ receptors. *Prog Neurobiol*. 2003; 71(1):67–80.
 73. Bugman AM, Langer PT, Hadzima E, *et al*. Evaluation of the anesthetic efficacy of alfaxalone in oscar fish (*Astronotus ocellatus*). *Am J Vet Res*. 2016; 77(3): 239–244.
 74. Minter LJ, Bailey KM, Harms CA, *et al*. The efficacy of alfaxalone for immersion anesthesia in koi carp (*Cyprinus carpio*). *Vet Anaesth Analg*. 2014; 41(4): 398–405.
 75. Zellar AK, Olea-Popelka FJ, Campbell TW. A comparison of alfaxalone and tricaine methanesulphonate (MS-222) in two fish species. *J Exot Pet Med*. 2018; 27(4):82–88.
 76. Leonardi F, Costa GL, Interlandi CD, *et al*. Immersion anaesthesia in goldfish (*Carassius auratus*) with three concentrations of alfaxalone. *Vet Anaesth Analg*. 2019; 46(1):79–83.
 77. Bauquier SH, Greenwood J, Whitem T. Evaluation of the sedative and anaesthetic effects of five different concentrations of alfaxalone in goldfish, *Carassius auratus*. *Aquaculture*. 2013; 396–399:119–123.
 78. Fernández-Parra R, Donnelly TM, Pignon C, *et al*. Immersion anesthesia with alfaxalone in a goldfish (*Carassius auratus*). *J Exot Pet Med*. 2017; 26(4):276–282.

79. O'Hagan BJ, Raidal SR. Surgical removal of retrobulbar hemangioma in a goldfish (*Carassius auratus*). *Vet Clin North Am Exot Anim Pract.* 2006; 9(3):729–733.
80. Bailey KM, Minter LJ, Lewbart GA, *et al.* Alfaxalone as an intramuscular injectable anesthetic in koi carp (*Cyprinus carpio*). *J Zoo Wildl Med.* 2014; 45(4):852–858.
81. Blasiola GC. Quinaldine sulphate, a new anaesthetic formulation for tropical marine fish. *J Fish Biol.* 1976; 10(1):113–120.
82. Gilderhus PA, Marking LL. Comparative efficacy of 16 anesthetic chemicals in rainbow trout. *North Am J Fisher Manag.* 1987; 7:288-292.
83. Kumlu M, Yanar M. Effects of the anesthetic quinaldine sulphate and muscle relaxant diazepam on sea bream juveniles (*Sparus aurata*). *Israeli. J Aquacult.* 1999; 51:143-147.
84. Sado EK. Influence of the anesthetic quinaldine on some tilapias. *Aquaculture.* 1985; 10:55-62.
85. Klontz GW, Smith LS. Methods of using fish as biological research subects. In: Gay, WI (ed.). *Methods of Animal Experimentation*, Academic Press, New York; 1969.
86. Houston AH, Czerwinski CL, Woods RJ. Cardiovascular and respiratory activity during recovery from anaesthesia and surgery in brook trout (*Salvelinus fontinalis*) and carp (*Cyprinus carpio*). *J Fish Res Board Can.* 1973; 30:1705–1712.
87. Kikuchi T, Sekizawa Y, Ikeda, Y. Behavioural analyses of the central nervous system depressant activity of

- 2-amino-4-phenylthiazole upon fishes. Bull Jpn Soc Sci Fish. 1974; 40(4):325–337.
88. Thienpont D, Niemegeers CJE. Propoxate (R7464): a new potent anaesthetic agent in cold-blooded vertebrates. Nature London. 1965; 205:1018–1019.
89. Wood EM. 1956. Urethane as a carcinogen. Prog Fish Culturist, 18:135.
90. Alexander R Mc N. Functional Design in Fishes, Hutchinson, London; 1967.
91. Anderson WG, McKinley RS, Colavecchia M. The use of clove oil as an anesthetic for rainbow trout and its effects on swimming performance. N Am J Fish.Manag. 1997; 17:301–307.
92. Booke HE, Hollender B, Lutterbie G. Sodium bicarbonate, an inexpensive fish anesthetic for field use. Prog Fish Culturist. 1978; 40:11–13.
93. MacKinlay DD, Johnson MVD, Celli DC. Evaluation of stress of carbon dioxide anaesthesia. Fish Physiology Association, Vancouver, Canada; 1994. 421–424 pp.
94. Yoshikawa H, Yokoyama Y, Ueno S, Mitsuda H. Electroencephalographic spectral analysis in carp, *Cyprinus carpio*, anesthetized with high concentrations of carbon dioxide. Comp Biochem Physiol 1991; 98A (3–4):437–444.
95. Iwama GK, Yesaki TY, Ahlborn D. The refinement of the administration of carbon dioxide gas as a fish anaesthetic.: The effects of varying the water hardness and ionic content in carbon dioxide anaesthesia, ICES Council Meeting Papers, ICES-CM-1991-F27. 1991; 29 p.

96. Mitsuda H, Ishida Y, Yoshikawa H, Ueno S. Effects of a high concentration of CO₂ on electrocardiograms in the carp, *Cyprinus carpio*, *Comp Biochem Physiol*. 1988; 91A (4):749–757.
97. Sillans D, Biston J. Studies on the anesthetic mechanism of carbon dioxide by using *Bombyx mori* larvae. *Biochimie*. 1979; 61(2): 153-156.
98. Ghion F. First promising results in the use of fluothane as general anesthetic for fish. *Riv Ital Piscic Ittiopatho*. 1975;10: 111–112.
99. Harms CA. Anesthesia in fish. In: Fowler ME, Miller RE (eds). *Zoo Wild Anim Med Current Ther* 4. Philadelphia: WB Saunders; 1999. 158-163 pp.
100. Oswald RL. Injection anaesthesia for experimental studies in fish. *Comp Biochem Physiol*. 1978; 60C:19–26.
101. Bruecker P, Graham M. The effects of the anesthetic ketamine hydrochloride on oxygen consumption rates and behaviour in the fish Heros (*Cichlasoma*) citrinellum (Gunther, 1864). *Com. Biochem Physiol*. 1993; 104C: 57–59.
102. Graham MS, Iwama G. The physiologic effects of the anaesthetic ketamine hydrochloride on two salmonid species. *Aquaculture*. 1990; 90:323–331.
103. Peters RC, Van Den Hoek B, Bretschneider F, Struik ML. Saffan®: A review and some examples of its use in fishes (Pisces: Teleostei). *Nether J Zool*. 2001; 51:421-437.
104. Tytler P, Hawkins AD. Vivisection, anaesthetics and minor surgery, in: Hawkins AD ed.). *Aquarium Systems*, Academic Press, London; 1981.

105. Yacoob SY, Browman HI, Jensen PA. Electroencephalogram recordings from the olfactory bulb of juvenile (0 year) Atlantic cod in response to amino acids. *J Fish Biol.* 2004; 65:1657.
106. Shelton G, Randall DJ. The relationship between heartbeat and respiration in teleost fish, *Comp Biochem Physiol.* 1962; 7:237-250.
107. Walker MD. Physiologic and pharmacologic aspects of barbiturates in Elasmobranch. *Comp Biochem Physiol.* 1972; 42A: 213-221.
108. Siwicki A. New anesthetic for fish. *Aquaculture.* 1984; 38:171-176.
109. Fujita T, Ishikura H, Kitani Y. The analgesic action and neural mechanism of propanidid. *Brit J Anaesth.* 1972; 44:809-816.
110. Ahrens FA. *Pharmacology. The National Veterinary Medical Series (NVMS).* Blackwell Publishing; 2007. 313 p.
111. Chatigny F, Kamunde C, Creighton CM, Stevens ED. Uses and doses of local anesthetics in fish, amphibians, and reptiles. *J Am Assoc Lab Anim Sci.* 2017; 56(3):244-253.
112. PubChem [Internet]. Bethesda (MD): National Library of Medicine (us), National Center for Biotechnology Information; 2004-. PubChem Compound Summary for CID 3676, Lidocaine; [cited 2024 June 11]. Available from: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Lidocaine>
113. Sawaki K, Kawaguchi M. Some correlations between procaine-induced convulsions and monoamines in

- the spinal cord of rats. Japan J Pharmacol. 1989; 51(3): 369-76.
114. Kugino K, Tamaru S, Hisatomi Y, Sakaguchi T. Long-duration carbon dioxide anesthesia of fish using ultra fine (nano-scale) bubbles. PLoS ONE. 2016; 11(4): e0153542.
 115. Avillanosa AL, Caipang CMA. Use of sodium bicarbonate as an inexpensive general anesthetic for juvenile red tilapia hybrids. Int Aquat Res. 2019; 11:287-294.
 116. Ganjooor M, Salahi-ardekani M, Nazari S, Mahdavi J, Kazemi E, Mohammadpour M. The effectiveness of ketamine as an anesthetic for fish (rainbow trout – *Oncorhynchus mykiss*). Oceanogr Fish Open Access J. 2021; 13(1): ID.5557852.

3

Aplicaciones de anestesia en investigación clínica y cirugía de peces

Este capítulo presenta las aplicaciones prácticas de los conceptos de anestesia, de los tipos de anestesia y de los protocolos desarrollados en actividades de investigación, medicina, clínica y cirugía de los peces. Aquí también se incluyen algunos de los resultados más relevantes de los trabajos de nuestro grupo de investigación desde que se incursionó en esta área de la medicina veterinaria; esto es, protocolos de inducción y mantenimiento, uso de la anestesia en el manejo de ejemplares utilizados en investigación, aplicaciones de sedación y anestesia en el examen clínico de pacientes, imagenología e intervenciones quirúrgicas.

Protocolos y cálculos para preparación de soluciones anestésicas

Conceptos de concentración vs. dosis anestésica

Una vez se ha reconocido el mecanismo de acción de un anestésico y la conveniencia de su uso, es muy

importante manejar bien el protocolo matemático de preparación de soluciones anestésicas a través de inmersión/inhalación en el agua o de suministro de dosis por vía parenteral. Por ello es importante diferenciar entre los conceptos de *concentración anestésica* y *dosis de anestesia*. En varios textos y publicaciones suele usarse el término *dosis* cuando se prepara una solución para inmersión del paciente, lo cual es errado, ya que lo que realmente se está haciendo en este tipo de anestesia es preparar una *solución anestésica*. Muy diferente es la anestesia por vía parenteral (oral, intramuscular, intraperitoneal o intravascular) en la cual sí se aplica una dosis: cantidad de fármaco por unidad de peso vivo del paciente (por ejemplo, mg/kg).

Preparación de soluciones anestésicas para inmersión-inhalación

En la anestesia por inmersión/inhalación se trabaja con dos concentraciones diferentes. La primera concentración es la del anestésico (principio activo) en el producto comercial o en la solución *stock* preparada previamente. Cuando el producto comercial es hidrosoluble se podrá disolver directamente en el agua de anestesia del paciente. Cuando el producto no es hidrosoluble se requiere de la preparación de una solución *stock* con anticipación, usando un solvente apropiado (por ejemplo, etanol y acetona)

diferente al agua que permita que el principio activo anestésico se agregue al agua y se pueda disolver adecuadamente.

La segunda concentración que se maneja en el protocolo anestésico es la del anestésico (principio activo) en el agua donde se hace la inmersión del paciente. Esta se determina según el conocimiento previo que se tenga de las características del anestésico y la concentración apropiada para la especie del ejemplar tratado.

Se presentan a continuación dos ejercicios prácticos con los pasos a seguir según si se trata de una aplicación directa del producto al agua o de una solución *stock* previamente preparada.

Preparación de una solución anestésica a partir de un producto comercial hidrosoluble

Un ejemplo de anestésico que permite explicar este caso es el propofol. Este es un compuesto hidrosoluble, y por ello, sus productos comerciales están listos para agregar directamente al agua del tanque de anestesia.

Ejercicio 1

Se requiere anestesiar mediante inmersión/inhalación un ejemplar de 250 g de peso de la especie tilapia roja (*Oreochromis sp.*) con propofol hasta al-

canzar un plano profundo quirúrgico. ¿Cuántos ml del producto Profol® (propofol 1 %) se necesitan, si el volumen efectivo de agua en el acuario de anestesia es de cinco (5) litros?

Paso a paso del procedimiento:

1. Se necesita conocer tres datos importantes:
 - a) Volumen de agua a usar en el acuario de anestesia. En este caso cinco (5) litros*.
 - b) La concentración anestésica indicada para el propofol y la especie. Según lo reportado 10 mg/l de agua.
 - c) La concentración del principio activo propofol en el producto comercial (Profol®) que se va a utilizar. En este caso: 1 % = 10 mg/ml de producto.

2. Cálculo de la cantidad requerida del anestésico.

Si se requiere una concentración anestésica de 10 mg de propofol por litro de agua y el volumen de agua usada en este caso es de cinco (5) litros, entonces (fórmula 3.1):

* El volumen de agua depende fundamentalmente del tamaño del paciente. Lo importante es que dicho volumen permita que el paciente quede cubierto o sumergido en el agua para facilitar y agilizar la fase de inducción anestésica.

$$(10 \text{ mg} / \text{l}) \times 5 \text{ l} = 50 \text{ mg totales} \quad (3.1)$$

3. Cálculo de la cantidad de producto comercial que se debe agregar al agua del acuario de anestesia para alcanzar la concentración recomendada:

Si el producto comercial tiene una concentración del 1 %, entonces tiene 10 mg por cada ml. Como se requieren 50 mg totales, entonces (fórmula 3.2):

$$(50 \text{ mg}) 1 \text{ ml}/10\text{mg} = 5 \text{ ml} \quad (3.2)$$

Respuesta

Se deben tomar 5 ml del frasco de Profol® usando una pipeta u otro mecanismo preciso de medición y agregarlos al acuario de anestesia. Una vez disuelto el anestésico, lo cual sucede sin inconveniente por su carácter hidrosoluble, el acuario de anestesia estará listo para recibir el paciente.

Preparación de una solución anestésica a partir de una solución stock de un compuesto no hidrosoluble

En este caso se presenta un ejercicio ilustrativo para preparar inicialmente la solución *stock* (almacenamiento) que se aplicará al acuario de anestesia y que hace parte de un producto comercial que no es directamente soluble en agua. El anestésico requiere, por lo tanto, de un solvente orgánico (por ejemplo, etanol o acetona) para poder ser solubiliza-

do. Como ejemplo de este tipo de casos se trabajará con eugenol.

Ejercicio

- a) Preparar 500 ml de solución *stock* de eugenol con una concentración de 100 mg/ml para usarla como anestésico a partir del producto comercial Eugenol® (85 % de eugenol). ¿Cuántos ml del producto comercial se necesitan para preparar esta solución *stock*?
- b) Una vez preparada la solución *stock*, ¿cuántos ml de la misma se necesitarán para anestésicar un ejemplar de goldfish (*Carassius auratus*) de 100 g de peso, si se va a utilizar un acuario con 2.5 l como volumen efectivo de agua y se necesita una concentración de 100 ppm (partes por millón = mg/l) de eugenol para lograr el plano anestésico requerido?

Paso a paso del procedimiento

- 1) Preparación de la solución *stock*:

La concentración de eugenol en el producto comercial es del 85 %, es decir, hay 850 mg de principio activo por cada ml.

Los mg que se necesitan en total para los 500 ml de solución *stock* serán (fórmula 3.3):

$$(100 \text{ mg}/1 \text{ ml}) \times 500 \text{ ml} = 50\,000 \text{ mg (50g)} \quad (3.3)$$

Si se requieren 50 000 mg (50 g) para preparar los 500 ml de solución *stock*; estos se obtendrán del producto comercial que tiene 850 mg de eugenol por cada ml de producto (fórmula 3.4):

$$(1 \text{ ml}/850 \text{ mg}) \times 50\,000 \text{ mg} = 58.8 \text{ ml} \quad (3.4)$$

Respuesta

- a) Se tomarán 58.8 ml del producto comercial a base de eugenol y se llevarán a un recipiente con marcaje de 500 ml, en el que se agregará etanol del mayor grado de pureza hasta alcanzar el volumen de 500 ml. Esta solución debe mantenerse refrigerada a 4 °C para que conserve su efectividad por varios meses.

- 2) Preparación de la solución anestésica para inmersión del paciente

La concentración anestésica recomendada para alcanzar el plano profundo es de 100 ppm (mg/l). Si el volumen efectivo de agua para disolver la solución *stock* requerida es de 2.5 l, entonces (fórmula 3.5):

$$(100 \text{ mg}/1 \text{ l}) \times 2.5 \text{ l} = 250 \text{ mg} \quad (3.5)$$

Se requieren 250 mg totales de eugenol. A continuación, se calcula en cuántos ml de la solución *stock*, la cual se preparó en la primera parte del ejercicio, están presentes (fórmula 3.6):

$$(1 \text{ ml}/100 \text{ mg}) \times 250 \text{ mg} = 2.5 \text{ ml} \quad (3.6)$$

Respuesta

- b) Se deben tomar 2.5 ml de la solución *stock* y agregarlos al acuario, cuyo volumen final de agua efectiva es de 2.5 l. En este acuario se ubicará al paciente para aplicar el protocolo anestésico requerido.

Cálculos para la aplicación de un anestésico por vía parenteral (concepto de dosis)

Cuando el anestésico se aplica por vía parenteral, sí es correcto hablar de *dosis* suministrada al paciente (cantidad de anestésico/unidad de peso vivo). En estos casos, se procede convencionalmente como se hace en los protocolos terapéuticos clínicos. Se requiere conocer la dosis del anestésico, el peso del paciente y la concentración del anestésico en el producto comercial a utilizar.

Ejercicio

¿Cuántos ml de Ketalar® (clorhidrato de ketamina, 50 mg/ml) se necesitan para inducir un plano profundo de anestesia en una trucha arcoíris de

450 g de peso? El anestésico se va a aplicar por la vía intramuscular.

Datos requeridos

- Peso del paciente = 450 g
- Dosis recomendada en la literatura para la especie: 130 mg/kg
- Concentración del producto comercial: 50 mg/ml

a) Cálculo de los mg totales requeridos para el paciente (fórmula 3.7):

$$(130 \text{ mg}/1 \text{ kg}) \times 0.45 \text{ kg [450g]} = 58.5 \text{ mg} \quad (3.7)$$

b) Cálculo final de mililitros de Ketalar® a suministrar (fórmula 3.8):

$$(1 \text{ ml} / 1.2 \text{ ml}) \times 58.5 \text{ mg} = 1.17 \text{ ml} \sim 1.2 \text{ ml} \quad (3.8)$$

Respuesta

Se tomarán con una jeringa 1.2 ml del frasco de Ketalar® y se aplicarán por vía IM en el paciente.

Adecuación de sistemas para anestesia de peces

La adecuación de un sistema para anestesia de peces puede enmarcarse fundamentalmente en dos tipos de diseños: 1) el sistema de inducción para alcanzar

un plano profundo sin necesidad de una segunda fase de mantenimiento y 2) el de recirculación, complementario al anterior cuando se requiere una fase de mantenimiento por el mayor tiempo requerido para completar un procedimiento.

Sistema de inducción para un plano profundo sin fase de mantenimiento

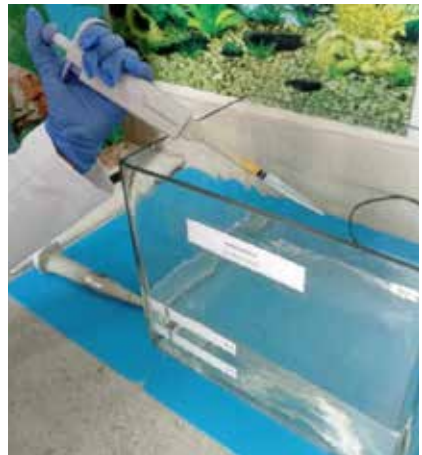
Este sistema permite inducir al paciente en un plano de sedación ligera-narcosis profunda. Es útil para llevar a cabo procedimientos simples y de rápida ejecución. Entre estos se tienen: toma de biometría (peso, longitud), toma de biopsias (raspado de mucus o piel, biopsia de lamelas [filamentos branquiales]), y muestreo de sangre, entre otros. Puede también ser útil para una cirugía menor (por ejemplo, escisión o ablación de tumor cutáneo pequeño y de fácil acceso).

Materiales requeridos (figura 3.1)

- Tanque o acuario de anestesia con marcaje de unidades de volumen (litros). Idealmente este tanque debe ser destinado sólo para este uso en la clínica o laboratorio.
- Agua “reposada” o tratada con un acondicionador para eliminar el cloro presente por el proceso de potabilización. El término “reposada” se usa coloquialmente para designar el agua que se

toma de la llave o grifo en un recipiente y se le deja por unas 12 horas al aire libre para permitir la disipación del cloro y así evitar intoxicaciones agudas en los peces. Esta es una alternativa al uso de acondicionadores químicos "anticloro".

- Solución anestésica.
- Pipeta para dispensar el volumen de anestésico requerido.
- Bomba aireadora con manguera y piedra difusora para utilizar durante la anestesia del paciente.



a)

b)

a) Acuario con marcaje de volúmenes, aireador con manguera y piedra difusora, anestésico y solución *stock* preparada a partir de este, pipeta para dispensar el anestésico.

b) Aplicación del volumen requerido de anestésico en el acuario usando una micropipeta.

Figura 3.1. Materiales requeridos para un sistema de anestesia en peces (inducción)

- Acuario o tanque de recuperación postanestesia. Se requiere de un acuario de recuperación si el paciente procede de un acuario comunitario que comparte con otros ejemplares. Al hacer la recuperación en un acuario diferente se disminuye el estrés que le puedan generar sus compañeros de tanque mientras logra una recuperación total luego del procedimiento.

Sistema de recirculación para fase de mantenimiento

Cuando se llevan a cabo procedimientos que toman un mayor tiempo como cirugías más complejas en piel, enucleación o ingreso a la cavidad celómica, se necesita continuar con el paciente en un plano profundo quirúrgico por varios minutos, *fase de mantenimiento*, luego de la fase inicial de inducción. Esta segunda fase se puede implementar adecuando un sistema de recirculación del anestésico, utilizando una concentración inferior (30 a 50 %) de la concentración inicial de inducción.

Materiales requeridos (figura 3.2)

- Tanque o acuario con soporte superior para alojar al paciente y al mismo tiempo permitir la recirculación del anestésico.
- Agua “reposada” o tratada con solución “anti-cloro”.

- Bomba aireadora con manguera y difusor para utilizar durante la anestesia del paciente.
- Solución anestésica (30-50 % de la concentración usada para la inducción).
- Bomba sumergible y manguera para permitir el flujo de anestésico desde el tanque hasta la cavidad oral del paciente.



Nota: acuario con marcaje de volúmenes y tapa para ubicar al paciente. Esta última con ranuras para permitir recirculación del anestésico. Aireador con manguera y piedra difusora, bomba de inmersión y manguera para conducción del anestésico al paciente.

Figura 3.2. Materiales requeridos para la fase mantenimiento de anestesia en peces (recirculación)

Aplicaciones de anestesia en investigación con peces

La investigación continua en anestesia de peces permite que nuevos principios activos y protocolos se hagan disponibles para aplicación en actividades de investigación (peces de uso experimental) y para implementación en actividades clínicas y quirúrgicas. Como se describió en el capítulo 2, algunos compuestos dejan de usarse como anestésicos porque a través de la investigación se descubren las propiedades de nuevos principios activos que pueden ofrecen mejores propiedades para su uso.

Los peces son muy usados como biomodelos en investigación¹, ya sea para temas propios de las especies piscícolas, en el estudio de enfermedades de la especie humana (por ejemplo, alzhéimer, pákinson, y diabetes, entre otros) o en enfermedades de otras especies animales. En el primer caso, muchas de las enfermedades que afectan a las especies piscícolas requieren de investigación para determinar factores de riesgo, agentes etiológicos causantes e implementación de medidas de control y tratamiento. Esto requiere el diseño y montaje de experimentos en donde los sujetos experimentales deben ser monitorizados constantemente para evaluar las variables de análisis. Durante estos monitoreos son

necesarios protocolos de sedación y anestesia para el control de la investigación (biometría, muestreos de biopsias y tejidos para análisis de bioquímica clínica, biología molecular, bacteriología, laboratorio clínico, y toxicología, entre otros).

En cuanto al uso de peces para investigar enfermedades que afectan a la especie humana y a otros vertebrados superiores, hay varias especies que se utilizan como biomodelos y que han servido para entender muchos de los factores determinantes de estas enfermedades. Uno de los mejores ejemplos lo constituye el pez cebra (*Danio rerio*), pez ciprínido utilizado como biomodelo investigativo de enfermedades como cáncer², alzhéimer³, autismo⁴, enfermedades inmunológicas⁵ y toxicológicas⁶ entre otras. Se estima que más de 3 250 institutos y laboratorios ubicados en más de 100 países del mundo usan el pez cebra con propósitos de investigación y educativos^{7,8}.

Otras especies de peces usadas en investigación biomédica son el pez medaka (*Oryzias latipes*) para estudios en genética⁹, tilapia (*Oreochromis sp.*) como fuente de injertos de piel en tratamiento de quemaduras de humanos y otros animales terrestres¹⁰, goldfish (*Carassius auratus*) en estudios de endocrinología, neurociencias y reproducción¹¹, trucha

arcoiris (*Oncorhynchus mykiss*)¹² y bagre del canal (*Ictalurus punctatus*)¹³ en estudios de carcinoma hepatocelular por aflatoxinas, entre otros.

Algunos de los procedimientos en tareas de investigación que requieren la aplicación de protocolos anestésicos en peces, son:

- Toma de datos biométricos para evaluar desempeños nutricionales y metabólicos. Usualmente se requiere de sedación ligera sin necesidad de llevar a planos más profundos.
- Canulación de aorta dorsal para muestreos continuos de sangre. Se usa para varios tipos de investigaciones en donde se requiere constatar variaciones en parámetros sanguíneos, plasmáticos o séricos en una línea de tiempo^{14,15} (figura 3.3).
- Procedimientos quirúrgicos con fines de investigación para determinar efectos en la supresión de funciones vitales de órganos: hipofisectomía¹⁶, extirpación de gónadas¹⁷, y hepatectomía¹⁸, entre otras.

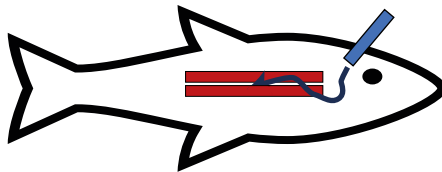


Figura 3.3. Esquema de una canulación de la aorta dorsal de un pez con propósitos de muestreo sanguíneo constante por varios días

Protocolos para investigación de anestésicos en peces

Las investigaciones en anestesia de peces están dirigidas fundamentalmente a dos frentes: 1) evaluación de nuevos principios activos con uso potencial como anestésicos y 2) desarrollo de protocolos en nuevas especies usando principios activos ya conocidos y reportados en otras especies. Es muy importante resaltar que debido a la gran variedad de especies piscícolas, como se ha hecho énfasis desde el inicio de este libro, se requiere investigar individualmente a cada especie y los anestésicos que se deseen evaluar en las mismas. Un grave error, con resultados fatales en ocasiones, es extrapolar los resultados obtenidos en otras especies a aquellas en las que nunca se han hecho ensayos y experimentos con esos principios activos. Este atajo puede llevar a respuestas adversas en los ejemplares. Como se verá más adelante y como se describió en capítulo 2 del texto, concentraciones o dosis que generan respuestas adecuadas en algunas especies, pueden llegar a ser tóxicas/letales en otras.

Protocolo de investigación de un nuevo anestésico o de un anestésico conocido en una nueva especie

La investigación y desarrollo de nuevos protocolos para las especies examinando principios activos anestésicos requiere de una planeación del pro-

cedimiento para obtener resultados confiables y aplicables en la práctica clínica y quirúrgica. Los elementos y pasos fundamentales para desarrollar estos protocolos son:

1) Materiales requeridos

- Acuarios con marcaje de volumen.
- Balanza analítica para pesaje de anestésicos.
- Material de vidriería: balones volumétricos para preparar soluciones anestésicas.
- Micropipetas para dispensar volúmenes de soluciones comerciales de anestésicos o de las soluciones *stock* preparadas.
- Cronómetro para la medición de tiempos de las fases anestésicas.
- Balanza e ictiómetro para la toma de biometría de los ejemplares.

2) Peces

- Obtener una población experimental de peces de la especie a evaluar a partir de una fuente (criadero comercial, pie de cría propio) confiable y, en lo posible, certificada.
- Adecuar con suficiente anticipación los acuarios para el periodo de aclimatación previo a la fase experimental. En ese tiempo, la población de peces se adaptará a las condiciones del laboratorio, granja o lugar de experimentación. El tiempo

mínimo ideal de aclimatación recomendado es de tres semanas.

- Garantizar y mantener los parámetros físicoquímicos del agua (pH, temperatura, dureza, alcalinidad) ideales y requeridos por la especie experimental.
- Vigilar durante el período de aclimatación el estado sanitario, comportamiento y alimentación de los ejemplares.

3) Procedimiento

- Seleccionar a partir de la población experimental recibida un grupo homogéneo en talla y peso para cada tratamiento experimental que haya sido planeado. Un número de 10 ejemplares ($n=10$) para cada tratamiento, puede considerarse un número adecuado con fines de representatividad y significancia estadística de los resultados.
- Para hacer un seguimiento adecuado de los efectos y las reacciones frente al anestésico, se recomienda trabajar individualmente cada ejemplar (pez a pez).
- Las variables y secuencia de pasos para hacer mediciones o evaluaciones requeridas son:

Inducción y respuesta a la anestesia:

- Registrar si hay reacción de excitación inicial al momento de la inmersión en el acuario. Tiempo requerido para pérdida del eje de nado (PEN).

- Tiempo requerido para pérdida de movimientos operculares (PMO) toma del ejemplar por fuera del acuario para pesaje y medición de longitud (biometría).
- Tiempo efectivo de anestesia (TEA) es el tiempo transcurrido desde la inducción alcanzada en el acuario, hasta cuando el animal empieza a manifestar signos de salida del plano anestésico, como: movimiento opercular, respuesta de sensibilidad a punción con aguja, movimientos bucales u operculares.

Recuperación postanestésica:

- Luego de evaluar la respuesta al anestésico, el ejemplar es ubicado en acuario de recuperación (libre de anestésico). Se reinicia el cronómetro desde cero para registrar los tiempos en los que suceden los eventos finales, a saber:
 - Tiempo para recuperar el eje de nado (REN).
 - Tiempo de recuperación total (RT). Se establece cuando el pez vuelve a tener un nado normal, como el de antes de iniciar la anestesia.
- Se recomienda que los peces se vigilen por un periodo mínimo de 24 horas, posteriores a la fase experimental, para evaluar la recuperación total y confirmar la supervivencia de todos o por el contrario registrar si se presenta mortalidad.

- Obtener los datos básicos de estadística descriptiva para calcular promedios y desviaciones o errores estándar para cada variable.
- Analizar los resultados para determinar si es recomendable la aplicación práctica del protocolo en procedimientos investigativos, clínicos y/o quirúrgicos de la especie.

Resultados obtenidos en protocolos anestésicos por el grupo AQUÁTICA

Nuestro grupo de investigación AQUÁTICA ha desarrollado varios protocolos con diferentes compuestos y especies. Estos trabajos han sido realizados como parte de la formación de estudiantes de nuestro programa de Medicina Veterinaria en la línea de profundización en Toxicología y Medicina de Peces. A continuación, se presentan en forma resumida los resultados de los trabajos hechos hasta la fecha. Se muestran los anestésicos que se han trabajado y las especies en las cuales se desarrollaron los protocolos con cada uno de ellos.

Mentol

Especie: tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*) (figura 3.4).

Autores: Andrea Natalia Bohórquez S. y Jaime Fernando González M.

Grupo etario (biometría): alevinos.

Peso promedio (g): 6.8 ± 2.0

Longitud estándar (cm): 5.8 ± 0.7

Objetivo: determinar respuesta a una concentración anestésica para alcanzar plano profundo de los ejemplares (tabla 3.1).

Concentración anestésica: 300 ppm



Figura 3.4. Ejemplar de tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*) utilizada para esta experimentación

Tabla 3.1. Resultados experimentales de mentol en tilapia nilótica

Número de ejemplares	10
Concentración anestésica	300 ppm mentol
Excitación inicial	3/10
PEN	2.7 ± 0.9 min
PMO	2/10
TEA	9.4 ± 1.1 min
REN	2.8 ± 1.6 min
RT	3.1 ± 1.4 min
Mort	0/10

PEN: tiempo para pérdida eje de nado; PMO: ejemplares con pérdida de movimientos operculares; TEA: tiempo efectivo de anestesia; REN: tiempo para recuperación del eje de nado; RT: tiempo para recuperación total; Mort: mortalidad de ejemplares experimentales.

Conclusiones

- La concentración de 150 ppm de mentol que se ha mostrado como eficiente en otras especies para alcanzar un plano anestésico profundo, no fue efectiva en alevinos de tilapia nilótica. Por esto, se elevó a 300 ppm para evaluar este anestésico en el experimento.
- El P_{EN} tuvo un valor aceptable; sin embargo, no fue así con el P_{MO} . Al evaluar este último, solo dos (2) de 10 ejemplares suspendieron los movimientos operculares y les tomó entre 7.5 minutos y 11.5 minutos hacerlo. Esto dificulta recomendar esta concentración para procedimientos complejos, quizás solo para biometría y muestreos de corta duración.
- El T_{EA} promedio fue muy cercano a los 10 minutos, el cual es un tiempo adecuado para realizar varios procedimientos estando el pez en una anestesia ligera.
- Los tiempos de R_{EN} y R_T tuvieron promedios bajos y favorables.
- Ninguno de los ejemplares experimentales murió durante o después del experimento.
- Esta concentración de 300 ppm sólo sería adecuada para procedimientos no invasivos y relativamente cortos en esta especie.

Especie: tilapia roja (*Oreochromis sp.*) (figura 3.5).

Autores: Carlos Arley González A. y Jaime Fernando González M.

Grupo etario (biometría): juveniles.

Peso promedio (g): 26.3 ± 8.9

Longitud estándar (cm): 11.4 ± 1.3

Objetivo: determinar respuesta a la concentración anestésica para alcanzar un plano profundo de los ejemplares (tabla 3.2).

Concentración anestésica: 50, 100 y 150 ppm de mentol.

Tabla 3.2. Resultados experimentales de mentol en tilapia roja

Número de ejemplares evaluados	10
Concentración anestésica	100 ppm mentol
Excitación inicial	1/10
PEN	2.5 ± 1.7 min
TEA	7.9 ± 2.8 min
REN	1.1 ± 0.7 min
RT	1.9 ± 0.8 min
Mort	0/10

PEN: tiempo para pérdida eje de nado; TEA: tiempo efectivo de anestesia; REN: tiempo para recuperación eje de nado; RT: tiempo para recuperación total; Mort: mortalidad de ejemplares experimentales.

Conclusiones

- En este experimento se evaluaron 3 concentraciones de mentol (50, 100 y 150 ppm). En la tabla

3.2 se presentan sólo los resultados obtenidos con 100 ppm. Los valores de las variables analizadas para 100 y 150 ppm fueron muy similares y en el caso de 50 ppm, los tiempos de inducción fueron altos, lo cual afectaría mucho el tiempo requerido de trabajo en casos donde haya que muestrear un número relativamente alto de ejemplares. La concentración de 50 ppm sería recomendable para procedimientos cortos y no invasivos.

- El PE_N tuvo un valor aceptable.
- El TE_A promedio fue muy cercano a los 10 minutos, el cual es un tiempo adecuado para realizar varios procedimientos estando el pez en una anestesia ligera.
- Los tiempos de RE_N y RT tuvieron promedios bajos y favorables.
- Ninguno de los ejemplares experimentales murió durante o después del experimento.



Figura 3.5. Ejemplar de tilapia roja (*Oreochromis sp.*) utilizada para esta experimentación

Especie: yamú (*Brycon amazonicus*) (figura 3.6).

Autores: Carlos Arley González A. y Jaime Fernando González M.

Grupo etario (biometría): alevinos.

Peso promedio (g): 2.4 ± 0.8

Longitud estándar (cm): 6.0 ± 0.7

Objetivo: determinar la respuesta de ejemplares a dos concentraciones anestésicas: 1) concentración para alcanzar un plano profundo, y 2) concentración para lograr sedación de ejemplares y permitir el transporte de los mismos (tabla 3.3).

Concentraciones anestésicas: 1) 50, 100 y 150 ppm de mentol para evaluar plano profundo. 2) 12.5 y 25 ppm para evaluar sedación que permita transporte de ejemplares.

Tabla 3.3. Resultados experimentales de mentol en yamú

Número de ejemplares	10
Concentración anestésica	100 ppm mentol
Excitación inicial	0/10
PEN	0.5 ± 0.1 minutos
TEA	9.1 ± 2.2 minutos
REN	4.9 ± 2.7 minutos
RT	5.8 ± 3.1 minutos
Mort	2 / 10

PEN: tiempo para pérdida eje de nado; TEA: tiempo efectivo de anestesia; REN: tiempo para recuperación eje de nado; RT: tiempo para recuperación total; Mort: mortalidad de ejemplares experimentales.



Figura 3.6. Ejemplar de yamú (*Brycon amazonicus*) utilizado para esta experimentación

Conclusiones

- Este experimento se planteó teniendo en cuenta que la especie yamú había mostrado mayor susceptibilidad (mortalidad) al MS-222 (metasulfonato de triclaína) que otras especies piscícolas.
- Los valores encontrados para 100 ppm de mentol fueron relativamente buenos, pero se presentó una mortalidad del 20 % (2/10). Sin embargo, en la concentración de 150 ppm no se dio mortalidad a pesar de que es una concentración más alta.
- Al evaluar las concentraciones para sedación de ejemplares y su aplicación en transporte, la concentración de 12.5 ppm presentó los mejores resultados: sedación sin pérdida de eje de nado. En la de 25 ppm los peces se indujeron a un plano muy profundo y perdieron el eje de nado. Este experimento ofrece una opción para utilizar en esta especie, teniendo en cuenta que su temperamento es muy nervioso y se estresa

fácilmente en los transportes desde las granjas de origen.

Propofol

Especie: tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*) (figura 3.4).

Autores: Edward Salcedo y Jaime Fernando González M.

Grupo etario (biometría): alevinos.

Peso promedio (g): 4.6 ± 2.5

Longitud estándar (cm): 4.8 ± 0.7

Objetivo: determinar respuesta a la concentración anestésica para alcanzar un plano profundo de los ejemplares.

Concentración anestésica: se evaluaron tres concentraciones anestésicas: 2, 5 y 10 ppm. Los resultados mostrados en la tabla 3.4 corresponden a la concentración de 10 ppm.

Tabla 3.4. Resultados experimentales de propofol en tilapia nilótica

Número de ejemplares	10
Concentración anestésica	10 ppm propofol
Excitación inicial	0/10
PEN	0.6 ± 0.3 minutos
PMO	2.9 ± 0.9 minutos
TEA	10 minutos
REN	2.2 ± 1.6 minutos
RT	5.8 ± 2.5 minutos
Mort	0/10

PEN: tiempo para pérdida eje de nado; PMO: tiempo para pérdida movimientos operculares; TEA: tiempo efectivo de anestesia; REN: tiempo para recuperación eje de nado; RT: tiempo para recuperación total; Mort: mortalidad de ejemplares experimentales.

Conclusiones

- Se evaluaron tres (3) concentraciones (2, 5 y 10 ppm) de propofol pero solo se presentan los resultados de 10 ppm, ya que fue la única concentración que mostró buenos resultados. En las concentraciones de 2 y 5 ppm, los tiempos fueron muy prolongados tanto para la inducción como para la recuperación de los ejemplares.
- El PEN para 10 ppm tuvo un tiempo bastante corto, lo que es muy buen resultado al permitir iniciar los procedimientos sobre los ejemplares anestesiados de una forma rápida.
- El TEA promedio fue muy cercano a los 10 minutos, lo que representa un tiempo apropiado para realizar varios procedimientos mientras el pez se encuentra en una anestesia ligera. El PMO fue también rápido y es indicador de un plano profundo alcanzado.
- Los tiempos de REN y RT tuvieron promedios bajos y favorables de recuperación postanestésica rápida.
- Ninguno de los ejemplares experimentales murió durante o después del experimento.

Especie: koi (*Cyprinus carpio koi*) (figura 3.7).

Autores: Jennifer V. Rodríguez L. y Jaime Fernando González M.

Grupo etario (biometría): juveniles.

Peso promedio (g): 46.1 ± 21.2

Longitud estándar (cm): 14.5 ± 3.0

Objetivo: determinar respuesta a la concentración anestésica para inducir un plano profundo y luego una fase de mantenimiento de este mismo plano mediante recirculación (tabla 3.5).

Concentración anestésica: 10 ppm (inducción) y 2 ppm (mantenimiento).

Tabla 3.5. Resultados experimentales de propofol en koi

Número de ejemplares	10
Concentración anestésica	10 ppm propofol (inducción) y 2 ppm propofol (mantenimiento)
Excitación inicial	1/10
PEN	0.9 ± 0.3 minutos
PMO	5.2 ± 1.0 minutos
TEA	30 minutos
REN	46.2 ± 17.0 minutos
RT	47.6 ± 51.2 minutos
Mort	0/10

PEN: tiempo para pérdida eje de nado; PMO: tiempo para pérdida movimientos operculares; TEA: tiempo efectivo de anestesia; REN: tiempo

para recuperación eje de nado; RT: tiempo para recuperación total; Mort: mortalidad de ejemplares experimentales.



Figura 3.7. Ejemplar de koi (*Cyprinus carpio koi*) utilizando para esta experimentación

Conclusiones

- El propofol no mostró los mejores resultados a las concentraciones y los tiempos evaluados en la especie koi.
- Aunque presentó un valor muy conveniente de inducción (PEN menor a 1 minuto), los tiempos de recuperación fueron muy prolongados.
- Se inició con un periodo de mantenimiento de una (1) hora y se presentó la muerte de varios ejemplares; por ello se decidió disminuir el tiempo a 30 minutos.
- Con los resultados obtenidos con este anestésico se recomienda un anestésico diferente al propofol para esta especie (por ejemplo, eugenol; ver resultados más adelante) o ensayar una concentración inferior a 10 ppm.

Eugenol

Especie: tilapia roja (*Oreochromis sp.*) (figura 3.8).

Autores: Mónica Avellaneda y Jaime Fernando González M.

Grupo etario (biometría): juveniles.

Peso promedio (g): 178 ± 30

Longitud estándar (cm): 20.2 ± 1.4

Objetivo: determinar respuesta a la concentración anestésica para alcanzar un plano profundo de los ejemplares a través de una concentración de inducción y luego con una concentración inferior mantenerlos en un plano profundo durante 30 minutos (tabla 3.6).

Concentraciones anestésicas: 100 ppm inducción y 40 ppm para mantenimiento.

Tabla 3.6. Resultados experimentales de eugenol en tilapia roja

Número ejemplares	10
Concentración anestésica	100 ppm eugenol (inducción) y 40 ppm eugenol (mantenimiento)
Excitación inicial	2/10
PEN	2.0 ± 1.1 minutos
PMO	irregular
TEA	30 minutos
REN	7.2 ± 3.8 minutos
RT	10.4 ± 4.1 minutos
Mort	0/10

PEN: tiempo para pérdida eje de nado; PMO: tiempo para pérdida movimientos operculares; TEA: tiempo efectivo de anestesia; REN: tiempo

para recuperación eje de nado; RT: tiempo para recuperación total; Mort: mortalidad de ejemplares experimentales.



Figura 3.8. Ejemplar de tilapia roja (*Oreochromis sp.*) utilizada para esta experimentación

Conclusiones

- A pesar de que se presentó una respuesta excitatoria en el 20 % de los ejemplares al momento de iniciar la inducción del plano anestésico, el tiempo de PEN fue bastante corto y efectivo.
- La pérdida de movimiento opercular fue muy irregular en los ejemplares y no fue un signo útil para monitorizar la permanencia de los peces en un plano profundo de anestesia.
- El TEA que se planificó y se logró con todos los ejemplares fue de 30 minutos. Este tiempo de mantenimiento en plano profundo es conveniente para realizar varios procedimientos.
- Los tiempos de REN y RT fueron satisfactorios luego de haber estado durante 30 minutos en un plano profundo mantenido a través de recirculación de anestesia.

- Esta combinación de concentraciones anestésicas mostró ser eficaz y segura, ya que no se presentó mortalidad de ninguno de los ejemplares.

Especie: tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*) (figura 3.9).

Autores: Lisa María Ávila y Jaime Fernando González M.

Grupo etario (biometría): juveniles.

Peso promedio (g): 44.9 ± 15.8

Longitud estándar (cm): 13.7 ± 1.9

Objetivo: determinar respuesta a las concentraciones anestésicas para inducción y mantenimiento de plano profundo de anestesia (tabla 3.7).

Concentración anestésica: 100 ppm inducción y 30 ppm para mantenimiento por una (1) hora.

Tabla 3.7. Resultados experimentales de eugenol en tilapia nilótica

Número de ejemplares	9
Concentración anestésica	100 ppm eugenol (inducción) y 30 ppm eugenol (mantenimiento)
Excitación inicial	5/9
PEN	2.2 ± 0.9 minutos
PMO	1/9
TEA	60 minutos
REN	12.4 ± 2.8 minutos
RT	16.1 ± 3.4 minutos
Mort	0/9

PEN: tiempo para pérdida eje de nado; PMO: ejemplares con pérdida movimientos operculares; TEA: tiempo efectivo de anestesia; REN: tiempo para recuperación eje de nado; RT: tiempo para recuperación total; Mort: mortalidad de ejemplares experimentales.



Figura 3.9. Ejemplar de tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*) utilizada para esta experimentación

Conclusiones

- El propósito de este trabajo fue evaluar el eugenol como anestésico para procedimientos prolongados con una inducción inicial por inmersión y un mantenimiento del plano profundo mediante recirculación durante una (1) hora.
- Un número superior al 50 % de los ejemplares experimentales mostró reacción de excitación en la fase de inducción, lo que puede sugerir cierto grado de estrés inicial durante el proceso.
- El PEN tuvo un valor promedio bajo lo cual indica un inicio rápido de la inducción y de continuación a la fase de mantenimiento; sin embargo, sólo uno (1) de los nueve (9) ejemplares perdió los

movimientos operculares. El TEA que se alcanzó fue de una (1) hora, tiempo más que adecuado para realizar procedimientos complejos.

- Los tiempos de REN y RT fueron relativamente cortos teniendo en cuenta que los animales se mantuvieron por una (1) hora en un plano profundo.
- Ninguno de los ejemplares experimentales murió durante o después del experimento, un buen indicador del margen de seguridad del procedimiento realizado.

Especie: cachama blanca (*Piaractus brachypomus*)
(figura 3.10).

Autores: Jerónimo Moreno y Jaime Fernando González M.

Grupo etario (biometría): adultos.

Peso promedio (g): 313.5 g \pm 100

Longitud estándar (cm): 23.6 \pm 2.2



Figura 3.10. Ejemplar de cachama blanca (*Piaractus brachypomus*) utilizado para esta experimentación

Objetivo: determinar respuesta a las concentraciones anestésicas para inducción y mantenimiento de plano profundo de anestesia (tabla 3.8).

Concentración anestésica: 100 ppm inducción y 35 ppm para mantenimiento por una (1) hora.

Tabla 3.8. Resultados experimentales de eugenol en cachama blanca

Número de ejemplares	6
Concentración anestésica	100 ppm eugenol (inducción) y 35 ppm eugenol (mantenimiento)
Excitación inicial	1/6
PEN	0.7 ± 0.2 minutos
PMO	4.8 ± 1.6 minutos
TEA	60 minutos
REN	5.7 ± 2.1 minutos
RT	6.9 ± 2.4 minutos
Mort	0/6

PEN: tiempo para pérdida eje de nado; PMO: tiempo para pérdida movimientos operculares; TEA: tiempo efectivo de anestesia; REN: tiempo para recuperación eje de nado; RT: tiempo para recuperación total; Mort: mortalidad de ejemplares experimentales.

Conclusiones

- La inducción fue efectiva mostrando un PEN bastante rápido, y, de igual forma, el tiempo de PMO inferior a los cinco (5) minutos.
- Con la concentración de mantenimiento (35 ppm) se logró que los ejemplares estuvieran en un plano profundo de anestesia durante una (1) hora.

- Así mismo, otros resultados satisfactorios fueron los tiempos de REN y RT, que fueron cortos, teniendo en cuenta el tiempo considerable de anestesia profunda.
- Otro resultado favorable fue la supervivencia de los seis (6) ejemplares utilizados en este experimento.

Especie: koi (*Cyprinus carpio koi*) (figura 3.11)

Autores: Daniel Pardo E. y Jaime Fernando González M.

Grupo etario (biometría): juveniles.

Peso promedio (g): 22.3 ± 5.7

Longitud estándar (cm): 12.6 ± 2.0

Objetivo: determinar la respuesta a una concentración de 100 ppm para alcanzar un plano profundo anestésico de los ejemplares y luego mantenimiento del plano durante 30 minutos con una concentración de 30 ppm mediante recirculación (tabla 3.9).

Concentración anestésica: 100 ppm inducción y 30 ppm para mantenimiento por 30 minutos.



Figura 3.11. Ejemplar de koi (*Cyprinus carpio koi*) utilizado en esta experimentación

Tabla 3.9. Resultados experimentales de eugenol en koi

Número de ejemplares	10
Concentración anestésica	100 ppm eugenol (inducción) y 30 ppm eugenol (mantenimiento)
Excitación inicial	0/10
PEN	0.9 ± 0.5 minutos
PMO	8.1 ± 5.5 minutos
TEA	30 minutos
REN	20.0 ± 15.5 minutos
RT	23.1 ± 16.6 minutos
Mort	0/10

PEN: tiempo para pérdida eje de nado; PMO: tiempo para pérdida movimientos operculares; TEA: tiempo efectivo de anestesia; REN: tiempo para recuperación eje de nado; RT: tiempo para recuperación total; Mort: mortalidad de ejemplares experimentales.

Conclusiones

- Aunque los tiempos de PEN fueron en promedio inferiores a un (1) minuto, los tiempos de PMO alcanzaron más de los ocho (8) minutos, retrasando significativamente el inicio la fase de mantenimiento (recirculación).
- En la fase de mantenimiento, los ejemplares se mantuvieron en un plano profundo durante 30 minutos, esto permitiría al poner en práctica este protocolo, la realización de varios procedimientos, incluyendo los de tipo quirúrgico.

- Aunque los tiempos de REN y RT fueron prolongados (mayores a 20 minutos), todos los animales sobrevivieron al protocolo.

Especie: pez cebra (*Danio rerio*) (figura 3.12).

Autores: Ingrid Álvarez, Alejandra Álvarez, María Alejandra Castro y Jaime Fernando González M.

Grupo etario (biometría): adultos.

Peso promedio (g): 0.6 ± 0.04

Longitud estándar (cm): 3.1 ± 0.07

Objetivo: determinar respuesta a la concentración anestésica para alcanzar un plano profundo de los ejemplares (tabla 3.10).

Concentración anestésica: 50 ppm eugenol



Figura 3.12. Ejemplar de pez cebra (*Danio rerio*) utilizado en esta experimentación

Tabla 3.10. Resultados experimentales de eugenol en pez cebra

Número de ejemplares	14
Concentración anestésica	50 ppm eugenol
Excitación inicial	0/14
PEN	0.8 ± 0.17 minutos
PMO	3.0 minutos
TEA	5.0 minutos
REN	1.5 ± 0.4 minutos
RT	2.4 ± 0.43 minutos
Mort	2/14

PEN: tiempo para pérdida eje de nado; PMO: tiempo para pérdida movimientos operculares; TEA: tiempo efectivo de anestesia; REN: tiempo para recuperación eje de nado; RT: tiempo para recuperación total; Mort: mortalidad de ejemplares experimentales.

Conclusiones

- Ninguno de los ejemplares presentó fase excitatoria inicial. El tiempo para alcanzar el PEN fue inferior a un (1) minuto en promedio, valor que indica una rápida inducción.
- Los tiempos promedio de PMO fueron suficientemente cortos para considerar que el eugenol en esta especie tuvo una inducción rápida del plano profundo.
- Los cinco (5) minutos de TEA fueron planeados en la ejecución del experimento considerando que representan un tiempo suficiente para la

ejecución de varios procedimientos rápidos (biometría, muestreos, biopsias).

- Los tiempos de REN y RT tuvieron promedios bajos y adecuados para alcanzar una recuperación rápida de los ejemplares experimentales.
- La mortalidad del 14 % (2/14) de los ejemplares experimentales no representa un valor deseable ya que está por encima de un margen de seguridad adecuado. Se sugiere evaluar una concentración menor a las 50 ppm que determine una mayor seguridad, aun a costa de posibles aumentos en los tiempos de inducción y recuperación.

Aplicaciones de anestesia en clínica de peces

Las aplicaciones de la sedación y la anestesia en el trabajo médico-clínico de los peces son variadas y de gran utilidad. Entre estas se tienen los usos para llevar a cabo el examen o valoración clínica de los pacientes, la aplicación para preparar a pacientes que requieran procedimientos de imagenología con fines diagnósticos (radiografías, ecografías, tomografías) y también como método de insensibilización para practicar la eutanasia a ejemplares que así lo requieran.

Sedación y anestesia para el examen clínico de los peces

La evaluación clínica de los peces requiere con frecuencia una sedación de los pacientes para poder llevar a cabo los procedimientos de dicha valoración. Sin embargo, es importante anotar que la conveniencia de llevar a cabo esta sedación depende del criterio del médico(a) veterinario(a), quien debe decidir si la condición del paciente puede soportar el efecto de la sedación o narcosis.

Usualmente, para realizar un examen clínico completo basta con aplicar un protocolo anestésico de inducción sin tener que llegar a una fase de mantenimiento. De acuerdo con el anestésico escogido, se aplica la dosis o concentración que permita sedar al paciente, y, durante ese tiempo, se ejecuta el procedimiento, a saber: biometría, inspección del exterior del animal (condición general del animal, presencia de lesiones, úlceras o áreas de congestión en la piel, identificación de ectoparásitos), toma de biopsias (branquial, piel), raspado de mucus, toma de muestra sanguínea, toma de muestras para bacteriología, toxicología u otras.

El tiempo que puede requerirse para llevar a cabo estos muestreos y procedimientos depende de la destreza y experiencia del clínico, pero en térmi-

nos generales podría decirse que 10 minutos es un tiempo suficiente y se ajustaría para que el animal permanezca en un plano de sedación que facilite la realización de esta valoración.

Consideraciones previas a la sedación del paciente

- Evaluar la conveniencia de la anestesia. Un animal enfermo que sea sometido a una sedación o narcosis ligera, debe tener un estatus mínimo que permita practicar la anestesia con un alto grado de confianza por parte del clínico.
- Escoger el anestésico y la vía de aplicación más apropiados teniendo en cuenta el conocimiento previo con el que se cuente sobre la respuesta de la especie al principio activo y a la concentración o dosis seleccionada.

Procurar que el paciente alcance un plano que no vaya más allá de una narcosis ligera y por un tiempo corto. El médico debe utilizar eficientemente el tiempo de sedación/anestesia para completar toda la valoración del paciente y los muestreos requeridos.

Las concentraciones a utilizar de cada anestésico ya fueron presentadas en este texto y corresponderían fundamentalmente a un protocolo de inducción sin necesidad de fase de mantenimiento. Una vez se

alcanza el plano anestésico para poder evaluar al paciente, los procedimientos que se ejecutan, son:

1. Registro de biometría del paciente. Útil para determinar dosis de anestésico (mg/kg peso), si se utiliza vía parenteral u oral de anestesia, y, para dosis de fármacos, si se inicia algún protocolo terapéutico en el paciente (figura 3.13).
2. Raspado de mucus para evaluación de la presencia de ectoparásitos u otros hallazgos (figura 3.14).
3. Toma de biopsia de filamentos branquiales para evaluación microscópica (figura 3.15).
4. Muestreo sanguíneo (por ejemplo, vena caudal) para realizar exámenes hematológicos y de química sanguínea con el plasma o suero obtenidos (figura 3.16).



Figura 3.13. Toma de longitud total y peso corporal de un ejemplar de koi (*Cyprinus carpio koi*) al inicio del examen clínico



Figura 3.14. (Superior-medio) ejemplar de koi (*Cyprinus carpio koi*) sedado para hacer un raspado de mucus desde el borde opercular, utilizando una lámina cubre objeto. (Inferior) aspecto del mucus retirado del paciente para evaluación microscópica



Figura 3.15. (Superior-medio) ejemplar de koi (*Cyprinus carpio koi*) sedado para tomar biopsia de branquias. (Inferior) aspecto del tejido branquial tomado en la biopsia para evaluar en el microscopio



Figura 3.16. Ejemplar de tilapia roja (*Oreochromis sp.*) sedado para toma de muestra sanguínea de la vena caudal mediante aproximación lateral

5. Valoración del exterior, piel, ojos y condición corporal general.
6. Muestreos para bacteriología en lesiones como úlceras presentes en piel.

Sedación y anestesia aplicada a imagenología

Generalidades sobre imagenología de peces

Las técnicas de imagenología y procedimientos como las endoscopías que son usadas rutinariamente en especies animales superiores también pueden ser aplicadas en peces. Entre las primeras se encuentran: radiología (rayos X), ultrasonografía (ecografía), y tomografía axial computarizada (TAC). La aplicación de resonancia magnética (MRI) ha sido más compleja de implementar debido a sus costos (adquisición de equipo) y por los tiempos que se requieren para

lograr las imágenes, dada la dificultad de mantener al pez en un plano profundo durante ese tiempo sin que se torne hipóxico y sin las interferencias de la anestesia en el desarrollo del protocolo¹⁹.

La radiología es quizás la técnica diagnóstica más utilizada y útil en medicina veterinaria por su facilidad de implementación, bajos costos y su naturaleza no invasiva¹⁹. En medicina de peces se usa especialmente para diagnosticar anomalías esqueléticas (por ejemplo, desviaciones de columna), anomalías de la vejiga gaseosa o natatoria y problemas en la cavidad celómica²⁰. La radiografía de contraste también se utiliza especialmente para apoyar el diagnóstico de presencia de cuerpos extraños (radiolúcidos) en cavidad celómica, rupturas de tracto digestivo, torsiones o presencia de gas^{19,20}.

La tomografía axial computarizada (TAC) también es muy útil para evaluar problemas ligados a vejiga natatoria, columna y médula espinal, y exoftalmias, entre otras¹⁹. En comparación a los rayos X, la TAC puede proveer mejores detalles para identificación de malformaciones esqueléticas y la presencia de masas (tumores) en tejidos blandos²⁰.

La ultrasonografía (ecografía) es útil en la evaluación diagnóstica de ascitis, masas de tejidos blandos,

órganos reproductivos e hígado²⁰. Está en un punto intermedio en cuanto a costos, entre practicar un TAC y una placa radiológica y el otro punto a su favor es que los ecógrafos son cada vez más utilizados y accesibles como herramientas diagnósticas.

Protocolos anestésicos en imagenología

El tiempo requerido para llevar a cabo los diferentes procedimientos de imagenología es determinante del tipo de protocolo y la profundidad del plano anestésico necesario para practicarlo con éxito y ofrecer el bienestar necesario al paciente.

Los procedimientos de menor duración son la radiología y la tomografía mientras que la ultrasonografía y la resonancia magnética son los más prolongados. En los casos donde se requiere realizar placa de rayos X, suele ser suficiente un plano de inducción, sin fase de mantenimiento. De hecho, con un plano de narcosis ligera/profunda alcanzado en una inducción apropiada, y si el caso clínico lo requiere, podrían hacerse rayos X y TAC, uno seguido del otro. Esto se describirá en la siguiente sección en uno de los trabajos hechos por nuestro grupo. Según el anestésico escogido y lo reportado en el capítulo 2, ejemplos de concentraciones para los anestésicos más utilizados y que serían apropiadas para llevar a cabo toma de rayos X, seguidos o no de TAC, son:

- Metasulfonato de triclaína: 1:5 000 (1 g por cada 5 litros de agua).
- Eugenol: 100 ppm (100 mg/l).
- Benzocaína: 100 ppm (100 mg/l).
- Propofol: 10 ppm (10 mg/l).

Es importante anotar que si durante o entre los procedimientos, el ejemplar empieza a salir del plano anestésico, una forma rápida de retornarlo y mantenerlo en el mismo, es a través de la instilación de volúmenes de solución anestésica directamente sobre el tejido branquial, tal y como se describió también en el capítulo 2, mientras se logra terminar con los procedimientos de imagenología.

Para consultar las concentraciones apropiadas de otros anestésicos, remitirse al capítulo 2, con cada uno de los compuestos que fueron descritos en detalle.

Para la ultrasonografía (ecografía) se precisa de una inducción a un plano de narcosis ligera, seguida de una fase de mantenimiento a través de recirculación o instilación de anestésico sobre el tejido branquial. El tiempo requerido para poder inspeccionar los tejidos y órganos requeridos en la ecografía lo demanda. Protocolos de inducción + mantenimiento (véase el capítulo 2) pueden ser aplicados así:

- Eugenol: inducción: 100 ppm, mantenimiento: 30-40 ppm.
- Propofol: inducción: 10 ppm, mantenimiento: 3-4 ppm.
- Metasulfonato de tricaina: inducción: 1:5 000; mantenimiento: 1:10 000.

Estas concentraciones requieren ajustes particulares para algunas especies que pueden presentar resistencia o, por el contrario, mayor sensibilidad a los anestésicos y las concentraciones sugeridas.

La ultrasonografía ofrece, además, la ventaja de la monitorización del paciente (actividad cardiaca) mientras se cumple con el procedimiento.

Trabajos hechos por el grupo AQUÁTICA en imagenología de peces

Nuestro grupo ha llevado a cabo a la fecha un par de trabajos donde se aplicaron protocolos anestésicos en la ejecución de técnicas de imagenología: rayos X, TAC y ultrasonido-ecografía de cavidad celómica. A continuación, se presentan en forma resumida los resultados obtenidos en estos trabajos.

Atlas de imagenología de tilapia roja (Oreochromis sp.) y cachama blanca (Piaractus brachypomus)

Autores: Nidia Liliana Mejía, Henry Omar Meneses y Jaime Fernando González

Objetivo: realizar un atlas de imagenología utilizando ejemplares adultos de dos especies, tilapia roja (*Oreochromis sp.*) y cachama blanca (*Piaractus brachypomus*). Se incluyen en el mismo imágenes radiológicas, ecográficas y de TAC (figuras 3.17-3.22).

Protocolos anestésicos: para los ejemplares de las dos especies se usó como anestésico una solución de eugenol en etanol (100 mg/ml). En el protocolo de inducción se hizo una inmersión a una concentración de 100 ppm (mg/l), lo que permitió realizar inicialmente el procedimiento de tomografía computarizada seguido de las placas radiográficas. Estos procedimientos se ejecutaron uno después del otro con una sola inmersión en la solución de inducción. Para mayor seguridad en la ejecución del segundo procedimiento, se suministró antes de ubicar al animal en la mesa de rayos X, un volumen de varios centímetros cúbicos (siete a 10 aproximadamente) de la solución de inducción mediante perfusión sobre el tejido branquial.

La ultrasonografía, utilizando un ecógrafo convencional, se hizo en un día diferente, dejando pasar una semana después de haber hecho la radiografía y la TAC. Para la ecografía fue necesario practicar inicialmente una inducción mediante inmersión (100 ppm) y una vez alcanzado el plano profundo, se mantuvo al paciente en una fase de mantenimiento usando una

solución de 30 ppm (mg/l) por el tiempo requerido (20 a 25 minutos, aproximadamente).

Estos procedimientos fueron llevados a cabo en la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia de la Universidad Nacional de Colombia, Clínica para Pequeños Animales, sede Bogotá.



Figura 3.17. Disposición de ejemplar de cachama blanca para toma de placa radiográfica. El animal se encuentra inducido en un plano profundo luego de una inmersión de varios minutos en una solución de eugenol (100 ppm)

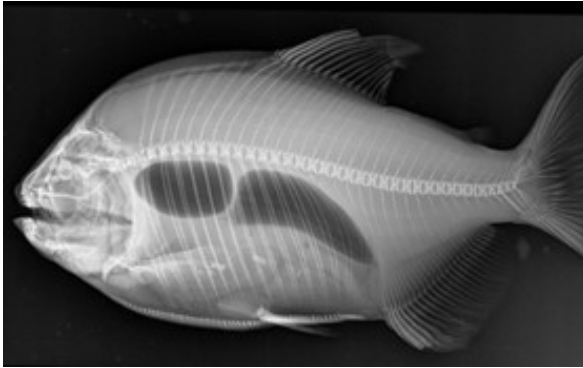


Figura 3.18. Imagen radiográfica latero-lateral de ejemplar de cachama blanca. Se destacan en particular, la columna vertebral y la disposición de las dos cámaras de la vejiga gaseosa o natatoria



Figura 3.19. Ejemplar de tilapia roja en plano profundo de anestesia y ubicado sobre un soporte para llevar a cabo TAC



Figura 3.20. Imagen obtenida de TAC en el ejemplar de tilapia roja



Figura 3.21. (Superior) ejemplar de tilapia roja durante la ecografía. El pez se mantuvo anestesiado mediante recirculación de anestésico con una manguera que conectaba la bomba de inmersión y la cavidad oral. (Inferior) ejemplar de cachama blanca durante el mismo procedimiento



Figura 3.22. (Superior) imagen ultrasonográfica del corazón de una ejemplar de tilapia roja. (Inferior) registro del sistema digestivo del mismo ejemplar durante la ecografía sobre cavidad celómica

Radiología para diagnóstico en un caso de escoliosis de goldfish (Carassius auratus)

Autores: Angie Milena Sánchez y Jaime Fernando González

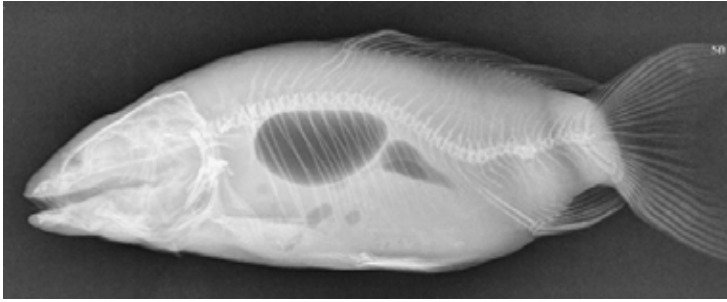
Objetivo: confirmación del diagnóstico en un caso de escoliosis que un ejemplar de la especie goldfish desarrolló luego de permanecer por varios años como parte de la colección de peces del laboratorio.

Protocolos anestésicos: el pez se indujo con una concentración de 10 ppm (mg/l) de propofol (Profol® - 1 %). Así se mantuvo para la toma de la radiografía.

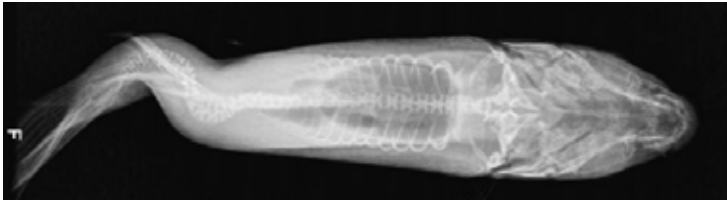
La toma de la placa radiográfica se hizo en la Unidad de Radiología de la Clínica de Pequeños Animales de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá (figura 3.23).



a. Toma de sangre con aproximación lateral a la vena caudal, luego de inmersión en solución de propofol (10 mg/).



b. Vista latero lateral de la desviación de la columna en sector caudal a vejiga gaseosa. Efecto de compresión de la columna desviada sobre compartimento posterior de la vejiga (problemas de flotabilidad del paciente).



c. Vista dorso ventral donde se ve marcada desviación y deformación de la parte posterior del cuerpo del animal a partir de la región peduncular.

Figura 3.23. Procedimiento para radiología en un ejemplar goldfish

Aplicaciones de anestesia en cirugía de peces

Evaluación prequirúrgica del paciente

La evaluación prequirúrgica de un paciente es fundamental para incrementar las probabilidades de éxito del protocolo anestésico aplicado y el resultado del procedimiento quirúrgico a ejecutar. La valoración más objetiva y completa de un paciente se logra a

través de la práctica de un examen clínico, que incluye la observación de su comportamiento en el entorno, el examen físico, la toma de muestras para realizar las pruebas paraclínicas y eventualmente la toma de imágenes diagnósticas que permitan concretar o definir un diagnóstico. Con el conjunto de estos resultados se podrá emitir con mayor objetividad el concepto sobre la conveniencia de la aplicación del protocolo anestésico y la cirugía subsecuente requerida.

Las pruebas de hematología son muy importantes, ya que cuadros de anemia o hipoproteinemias pueden sugerir la postergación de un procedimiento mientras se logra la recuperación del paciente con el tratamiento más adecuado²². Así mismo, los resultados de imagenología en casos de neoplasias o cuerpos extraños mostrarán la ubicación más precisa de los mismos y orientarán sobre la aproximación quirúrgica más conveniente. Solicitar pruebas de parasitología y microbiología, así como un análisis físico químico del agua de mantenimiento del paciente también complementará la valoración integral de su condición previa a la cirugía.

Una vez se completa la valoración de los resultados de todas las pruebas a las que se tiene acceso, se procede a agendar la fecha de la cirugía. Es conve-

niente considerar la posibilidad de una estancia de un par de días posteriores a la cirugía en las instalaciones (clínica, consultorio, laboratorio) donde se lleva a cabo el procedimiento, especialmente si el dueño del paciente no tiene condiciones para garantizarle un acuario o tanque de aislamiento donde esté protegido de ataques o acoso por parte de sus compañeros habituales de acuario. Se considera conveniente un ayuno previo del paciente entre 18 y 24 horas previo a la cirugía, así como orientar al propietario sobre las condiciones más apropiadas para el transporte desde el lugar donde habita el paciente hasta las instalaciones de la clínica.

En algunas circunstancias especiales, se puede decidir por conveniencia, que la cirugía se practique en el lugar de habitación del paciente, que presupone el traslado de todo los equipos y materiales necesarios por parte del médico veterinario encargado del procedimiento.

Principales cirugías en peces y protocolos anestésicos usados

El uso de peces en espacios como acuarios públicos y privados, zoológicos, instituciones de investigación y mascotas en los hogares se ha incrementado sustancialmente en los últimos años. Por ello el desarrollo, ejecución y refinamiento de procedimientos

quirúrgicos es cada día mayor con el fin de atender a los ejemplares de estas poblaciones²¹. Las cirugías que se practican en peces pueden tener fines estéticos, pueden ser practicadas con el propósito de salvar vidas luego de accidentes o también pueden permitir solucionar problemas de salud como es el caso de la resección de tumores.

Algunas de las cirugías de ejecución más frecuente en peces son:

- Reparación de aletas: es una cirugía menor de tipo estético que se practica en algunos ejemplares que son llevados a torneos de juzgamiento. Suele hacerse en las aletas pectorales y la caudal de peces como el koi (*Cyprinus carpio koi*). Estas aletas al separarse o dividirse en sectores pierden su carácter estético para los ejemplares. El procedimiento requiere sedación, de ligera a profunda, ya que se precisa de suturas en los sectores de las aletas que están separados²².
- Resección o remoción de masas superficiales o integumentarias: se considera que es una las cirugías más frecuentes en peces ornamentales²¹, particularmente en algunas especies como ciprínidos (carpas koi, goldfish). Estas cirugías pueden practicarse, según el tamaño de las masas, recurriendo a criocirugía con aplicación

de nitrógeno líquido, uso de electrocauterio o mediante técnicas quirúrgicas convencionales de cortes con escalpelo²². En cualquiera de los casos se necesita inducir al paciente a un plano profundo, logrado mediante inmersión en la solución de anestésico y con fase de mantenimiento (recirculación) del anestésico si el tiempo estimado de la cirugía se prolonga por varios minutos.

- Celiotomía: permite el ingreso a la cavidad celómica del paciente para solucionar varios tipos de problemas, entre estos: remoción de masas internas, remoción de cuerpos extraños, toma de biopsias (por ejemplo, hepáticas), y eliminación de ovarios con quistes (ovariectomía), entre otros^{21,22}. Suelen ser procedimientos relativamente prolongados (> 30 minutos) que requieren de protocolos con inducción y mantenimiento. La sutura para el cierre de la cavidad también exige un tiempo adicional que debe practicarse con el mantenimiento de la anestesia en el paciente.
- Cirugía oftálmica: los ojos de los peces sufren varios tipos de problemas que en ocasiones necesitan de procedimientos quirúrgicos para solucionarlos. Las exoftalmias uni o bilaterales pueden darse por sobresaturación de gases en el agua, enfermedades infecciosas o traumatismos.

Las neoplasias cutáneas en proximidad al tejido ocular también pueden invadir el globo ocular, y se haría necesaria una enucleación además del retiro de la masa^{21,22}. Son cirugías en donde el protocolo de inducción, y posterior mantenimiento, son requeridos para una ejecución exitosa.

- Cesárea en elasmobranquios: en ocasiones y debido a distocias, inercia uterina o labor de parto prolongada se requiere practicar cesárea en hembras de varias especies de condriactios o peces cartilaginosos. Esto ha sido reportado especialmente en mantarrayas de la especie *cownose (Rhinoptera bonasus)*, las cuales son vivíparas^{23,24}. Dada la naturaleza de este procedimiento quirúrgico, se precisa un protocolo de inducción y mantenimiento mediante recirculación del anestésico.
- Prolapsos: los principales prolapsos en peces se dan a través del ano y el poro genital. Eventualmente se han reportado también a través de las hendiduras branquiales de tiburones tigre, área anatómica por donde puede salir parte del estómago^{21,25}. La gravedad del prolapso en lo referente al área de tejido comprometido y las consecuencias por fallas circulatorias por obstrucción al flujo sanguíneo, determinará el protocolo anestésico más adecuado para aplicar. En la

mayoría de los casos, se requerirá un protocolo con mantenimiento por tiempos superiores a los 30 minutos para completar la cirugía.

- Pneumocistectomía: las especies que disponen de un ducto que une el sistema digestivo anterior (esófago) con la vejiga gaseosa, se les conoce como fisóstomos (kois, cíclidos, y peces gato, entre otros). En ocasiones, aparecen problemas de flotabilidad por llenado anormal de la vejiga gaseosa y es necesario ligar el ducto para prevenir ingreso de agua a la vejiga. Se requiere entonces someter al paciente a un plano profundo de anestesia y acceder a la zona dorsal para ligar la parte anterior del ducto²².
- Ortopedia: las cirugías ortopédicas no están dentro de las más frecuentes en peces. Sin embargo, con kits ortopédicos de fijación externa, como los usados en especies aviares o exóticas, se han hecho trabajos para corrección de fracturas, particularmente en ejemplares de exhibición en acuarios públicos²². Estas cirugías requieren por su complejidad de una inducción anestésica seguida de mantenimiento por un tiempo superior a una hora.
- Inserción de microchips por telemetría: la inserción de microchips de radiotransmisión por telemetría es cada vez más frecuente en pe-

ces. Se utiliza para investigación, seguimiento y monitorización de ejemplares migradores, seguimiento a ejemplares rehabilitados que retornan a sus hábitats naturales, entre otras aplicaciones^{21,22}. Para ubicar el radiotransmisor se necesita incidir la piel y acceder a la cavidad celómica, normalmente haciendo un corte en la línea media²¹. Posteriormente, se requiere de una sutura. Todo el procedimiento puede llevarse a cabo aplicando una inducción profunda sin mantenimiento, particularmente si quien lo ejecuta tiene suficiente destreza y experiencia en la práctica del mismo.

Manejo posquirúrgico del paciente

El manejo posquirúrgico del paciente incluye además de verificar el retorno a un estatus neurológico normal, la prevención de infecciones, la desinfección y prevención de las zonas de intervención quirúrgica y el control del dolor.

- Prevención de infecciones: se logra a través del suministro de antimicrobianos por vía parenteral o por vía oral. El momento más indicado de suministro de un antimicrobiano se da al finalizar la cirugía y cuando el paciente está aún en el plano anestésico previo al inicio de la recuperación o retorno al tanque libre de anestésico. Como en

todas las especies, el uso de antibióticos posoperatorios no debe remplazar o compensar medidas cuestionables de asepsia durante los procedimientos. Según el tipo de cirugía, se han sugerido algunos protocolos para suministrar antibióticos en el sentido de prevenir infecciones posoperatorias. Entre estos se encuentran el uso de enrofloxacin (5 a 10 mg/kg IM) y oxitetraciclina (10 mg/kg) como las opciones más utilizadas. La administración de enrofloxacin en peces koi por vía intracelómica ha mantenido concentraciones terapéuticas hasta por 5 días cuando se suministran 10 mg/kg. Si la cirugía ha incluido manipulación de tejidos internos y suturas en órganos del tracto digestivo debe considerarse una segunda dosis que permita una cobertura extendida por más tiempo²⁶.

- Desinfección y protección de zonas de intervención quirúrgica: es recomendable también adoptar medidas que protejan los puntos de sutura y corte en las áreas donde se ha intervenido al paciente. La práctica más sencilla es la aplicación de yodados tipo povidona en los puntos de incisión y sutura; sin embargo, la permanencia o retención de estas soluciones o ungüentos es muy corta una vez el paciente retorna al agua²⁶. Por esta razón, se pueden utilizar también los llamados

“vendajes húmedos”, los cuales son preparados comerciales pensados para lesiones en mucosa oral (aftas, cortes, úlceras) de humanos y animales terrestres. Estos preparados por su carácter hidrófobo se mantienen por un tiempo mayor una vez el pez retorna al agua para su recuperación. Varios de estos productos se deben traer del exterior ya que no se encuentran fácilmente en el mercado nacional.

- En la figura 3.24 se aprecian algunos de los productos comerciales usados como vendajes húmedos para la protección de zonas de corte y sutura quirúrgica. En nuestro laboratorio se ha ensayado también el uso de cremas destinadas para fijar prótesis dentales de humanos (por ejemplo, Corega), como alternativa a las que se acaban de describir, obteniendo buenos resultados. Una vez se han hecho los cortes, las suturas, o las biopsias se aplican los productos sobre la zona intervenida antes de retornar al paciente al tanque de recuperación (figura 3.25).
- Control de dolor posquirúrgico: Algunos de los analgésicos más utilizados en peces se reseñan en la tabla 3.11. La mayoría de estos analgésicos son del tipo opioide y antiinflamatorios no esteroideos (Ains)^{27,28}. Algunos de los principios

más activos y más utilizados son el butorfanol, la morfina, el tramadol, el carprofeno, el flunixin, el ketoprofeno y el meloxicam²⁸.



Figura 3.24. Preparados comerciales usados como “vendajes húmedos” en la protección de puntos de corte y sutura en cirugía de peces



Figura 3.25. Aplicación de vendaje húmedo a un pez luego de tomar una biopsia de una masa tumoral

Tabla 3.11. Principales analgésicos utilizados en peces y sus aplicaciones posquirúrgicas

	Analgésicos	Dosis	Especies y ruta de administración	Eficacia y efectos colaterales
Opiáceos	Morfina	5-50 mg/kg	Trucha (IM), Goldfish (IM)	Muy eficaz a dosis de 5 mg/kg
	Buprenorfina	0.01-0.1 mg/kg	Trucha (IM)	No muy eficaz. Induce menor actividad del paciente. Sin efectos en ventilación o alimentación
	Butorfanol	0.25-5 mg/kg	Carpa Koi (0.4 – IM) <i>Dogfish</i> (IM)	No muy eficaz en <i>dogfish</i> . Mejora conducta en koi
	Tramadol	5-10 mg/kg	Oral	Varias especies. Intervalo 48-72 horas

	Analgésicos	Dosis	Especies y ruta de administración	Eficacia y efectos colaterales
Ains y otros	Carprofen	1-5 mg/kg	Trucha (IM)	Tiempo de alimentación reducido si se usa a 2.5 mg/kg. Menor actividad del paciente
	Carprofen	2-4 mg/kg	Varias especies	Úlcera gástrica en tiburón tigre (<i>Carcharias taurus</i>) al usarlo por periodos prolongados
	Ketoprofeno	1-4 mg/kg	Carpa koi (2; IM) <i>Dogfish</i> (IM)	No muy eficiente; sin efectos en conducta de Koi
	Flunixin	0.25-5 mg/kg	Varias especies (IM)	Intervalo de 72-96 horas
	Meloxicam	0.1-0.2 mg/kg	Varias especies (IM)	Intervalo de 24-48 horas

Fuente: elaboración propia con base en Sneddon²⁷ y Scott Weber²⁸.

Protocolos anestésicos y cirugías realizadas por el grupo AQUÁTICA

Durante los últimos años, nuestro grupo de investigación ha desarrollado protocolos con diferentes anestésicos y concentraciones para poder garantizar la ejecución tanto de cirugías menores como otras de mayor complejidad. En las primeras, basta con aplicar un protocolo de inducción (por ejemplo, resección de una pequeña masa tumoral en piel). Las segundas son procedimientos más complejos y requieren mayor tiempo (por ejemplo, enucleaciones, resección de múltiples masas tumorales o intervenciones en el interior de la cavidad celómica).

A continuación, se presentan cuatro ejemplos de estos protocolos y los procedimientos realizados.

Remoción de masa tumoral en línea dorsal de goldfish (*Carassius auratus*)

Autores: Luz Daniela Caballero y Jaime Fernando González

Objetivo: remover la masa referida utilizando para el protocolo anestésico una inducción con eugenol a una concentración de 100 ppm.

Resultados: en la figura 3.26 se observa al paciente antes y después de la remoción de la masa. Paciente con 130 g de peso y 17 cm de longitud total. El tiempo

para lograr la inducción del plano profundo fue de cinco (5) minutos y la cirugía tomó ocho (8) minutos. La recuperación total del paciente (recuperación del eje de nado y nado normal) fue prolongada, 51 minutos. Peso de la masa tumoral 2.8 g (2.1 % de peso corporal).



Figura 3.26. Ejemplar de goldfish con masa de apariencia tumoral (superior) y luego de la remoción de la misma (inferior)

Remoción de masa tumoral en zona periorcular y enucleación en un goldfish (*Carassius auratus*)

Autores: Lisa María Ávila y Jaime Fernando González M.

Coautora: Paola Barato, Corpavet.

Objetivo: remover la masa referida utilizando para el protocolo anestésico una inducción con eugenol a una concentración de 100 ppm y mantenimiento con una concentración de 30 ppm.



Figura 3.27. Ejemplar de goldfish con masa de apariencia tumoral periorcular (superior) y luego de la remoción de la misma y de la enucleación unilateral (inferior)

Resultados: en la figura 3.27 se observa al paciente antes y después de la remoción de la masa. Pacien-

te con 51.7 g de peso y 18 cm de longitud total. El tiempo para lograr la inducción del plano profundo fue de tres (3) minutos y 36 segundos; luego se mantuvo por 14 minutos con recirculación del anestésico, tiempo en el cual se removió la masa y se hizo la enucleación unilateral dado el compromiso del globo ocular. La recuperación total del paciente (eje de nado y nado normal) tomó 10 minutos. Luego de realizar tinciones de H-E, tricrómica de Masson e inmunohistoquímica se determinó que la neoplasia era un leiomioma (P. Barato, Corpavet).

Remoción de masa tumoral en la cabeza de un goldfish (*Carassius auratus*)

Autores: María Alejandra Restrepo, María Camila Serna y Jaime Fernando González M.

Coautores: L. Botero, Patología Unal y G. Vásquez, Histolab Dx.

Objetivo: remover la masa referida utilizando para el protocolo anestésico una inducción con eugenol a una concentración de 100 ppm y mantenimiento a una concentración de 30 ppm.

Resultados: en la figura 3.28 se observa al paciente antes y después de la remoción de la masa. Paciente con 54 g de peso y 8.5 cm de longitud estándar. El tiempo para lograr la inducción del plano profundo

fue de nueve (9) minutos y luego se mantuvo por 20 minutos con recirculación del anestésico para remover la masa. La neoplasia removida tenía un peso de 3.5 g (6.4 % del peso corporal). La recuperación total del paciente (eje de nado y nado normal) tomó 14 minutos. Luego de realizar tinciones de H-E, se determinó que la neoplasia era de origen epitelial.



Figura 3.28. Ejemplar de goldfish con masa de apariencia tumoral en la cabeza (superior) y luego de la remoción de la misma (inferior)

Remoción de masa tumoral en globo ocular de koi
(*Cyprinus carpio koi*)

Autores: Daniel Pardo E. y Jaime Fernando González M.

Coautores: L. Botero, Patología Unal y G. Vásquez,
Histolab Dx.

Objetivo: remover la masa referida utilizando para el protocolo anestésico una inducción con eugenol a una concentración de 100 ppm, y mantenimiento a una concentración de 30 ppm.



Figura 3.29. Ejemplar koi con masa de apariencia tumoral en globo ocular (superior) y luego de la remoción de la misma con enucleación (inferior)

Resultados: en la figura 3.29 se observa al paciente antes y después de la remoción de la masa. Paciente con 1132 g de peso y 37 cm de longitud estándar. El tiempo para lograr la inducción del plano profundo fue de siete (7) minutos, y luego se mantuvo por 20 minutos con recirculación del anestésico, tiempo en el cual se removió la masa y se hizo la enucleación. La recuperación total del paciente (eje de nado y nado normal) tomó 10 minutos. Luego de realizar tinciones de H-E e inmunohistoquímica con Melan-A, se determinó que la neoplasia era un melanoma.

Monitorización del paciente anestesiado

En cualquiera de los protocolos anestésicos que se han descrito, y, particularmente, para aquellos que requieren de una fase de mantenimiento con tiempos prolongados, es importante establecer medidas de monitorización del paciente mientras se encuentra anestesiado. Esta monitorización permite analizar cómo se está dando la respuesta del paciente en cuanto a su funciones cardíaca y respiratoria, su respuesta al dolor y también el manejo del tiempo para evitar una innecesaria exposición al anestésico.

- Monitorización de la función cardíaca: de acuerdo con los medios técnicos de los que disponga el médico veterinario se podrá evaluar, con una mayor o menor precisión, el efecto del anestésico sobre la función cardíaca.

La primera evaluación del funcionamiento del corazón, como indicador del flujo sanguíneo a los tejidos, es la valoración de la irrigación del tejido branquial. Es un parámetro que podría compararse al tiempo de llenado capilar como indicador clínico de rutina en el examen practicado en animales terrestres²². Esto se hace fácilmente al inspeccionar de forma periódica el color de las lamelas o filamentos branquiales del paciente al levantar el opérculo (figura 3.30). Una vez el paciente alcanza el plano anestésico luego de la inducción, se hace una primera inspección que idealmente debe mostrar un color rojo intenso del tejido. Este color sirve de referencia a las revisiones posteriores y muestra si el corazón está irrigando suficientemente al tejido respiratorio.



Figura 3.30. Evaluación del color del tejido branquial en un ejemplar con palidez del mismo por disminución de flujo sanguíneo

El siguiente procedimiento que puede practicarse y que permite determinar la frecuencia cardiaca del paciente es el uso de sondas Doppler. Las sondas se ubican dentro de la cavidad opercular para así detectar la contracción del miocardio y establecer si la frecuencia es adecuada²². Otros dos puntos de ubicación de la sonda son la superficie dorsal de la lengua en ejemplares con cavidad oral de buen tamaño y en el istmo, superficie ventral de la cabeza, ligeramente en posición caudal al opérculo²⁰.

La ultrasonografía utilizando un equipo de ecografía permite obtener una imagen clara del corazón para evaluar su frecuencia y fuerza de contracción. Si se dispone de un electrocardiógrafo, este puede conectarse a agujas hipodérmicas que se ubican subcutáneamente y en las aletas pectorales²⁰.

- Monitorización función respiratoria: el movimiento de los opérculos es en los peces el equivalente a la medición de la frecuencia respiratoria de animales terrestres. Durante los protocolos de sedación ligera para llevar a cabo procedimientos cortos, rápidos y no invasivos, es de esperar que el movimiento opercular se mantenga en el paciente, si bien a una menor frecuencia de la

normal. Esto no debe inquietar a quien realiza el procedimiento y tampoco es indicador de que el animal esté en dolor. En procedimientos superiores a unos 15 minutos y que requieran un plano profundo por su naturaleza más invasiva, si debe suspenderse el movimiento opercular como indicador de que el paciente ha alcanzado el plano que le permite un estado de inconciencia y analgesia. Cuando, después de un procedimiento prolongado, empiezan a darse movimientos operculares, se puede pensar que la recuperación postanestésica va a ser rápida²².

Una estrategia para mejorar el nivel de oxigenación de los tejidos durante la cirugía es mantener al paciente por varios minutos, previo a la misma y antes de la inducción, en aguas con un alto nivel de saturación de oxígeno. Se ha demostrado que los peces pueden tolerar saturaciones de 115 % de oxígeno disuelto en agua por varias horas sin presentar inconvenientes²².

Al disponer de un equipo de medición de gases sanguíneos como el I-STAT®, se puede hacer seguimiento a los mismos, a los electrolitos y a los niveles de lactato, que son indicadores de la respuesta bioquímica y metabólica del paciente al protocolo anestésico practicado²².

Respuestas adversas a la anestesia y cómo tratarlas

Una vez finalizado el procedimiento clínico quirúrgico mediado por un protocolo anestésico, se procede con la recuperación del paciente. Esto sucede en la gran mayoría de los casos sin novedad, una vez se ubica al ejemplar en el acuario de recuperación, libre de anestésico. En términos generales, la recuperación postanestésica de los peces, en comparación con animales terrestres, es mucho más rápida. En protocolos de inducción sin mantenimiento, la recuperación puede ser tan rápida como pocos segundos o un par de minutos en la mayoría de las especies. En protocolos con fases de inducción y de mantenimiento, los signos de recuperación pueden demorarse varios minutos en aparecer, pero igualmente se hace en tiempos muy cortos al compararlos con especies terrestres.

Una estrategia para acelerar la recuperación del paciente es mantenerlo en las manos y ubicarlo en la parte superior del acuario donde se evidencian las burbujas de aire en el agua por el movimiento que le imprime la bomba aireadora al agua del tanque (figura 3.31). Así, la oxigenación de los tejidos empezará de una forma más rápida; también pueden hacerse movimientos que permitan el ingreso

de agua por la cavidad oral del pez, sujetándolo e introduciendo su cabeza sucesivamente para que fluya el agua por su cavidad oral (figura 3.32).



Figura 3.31. Ejemplar de cachama blanca en zona de mayor saturación de oxígeno en el tanque de recuperación

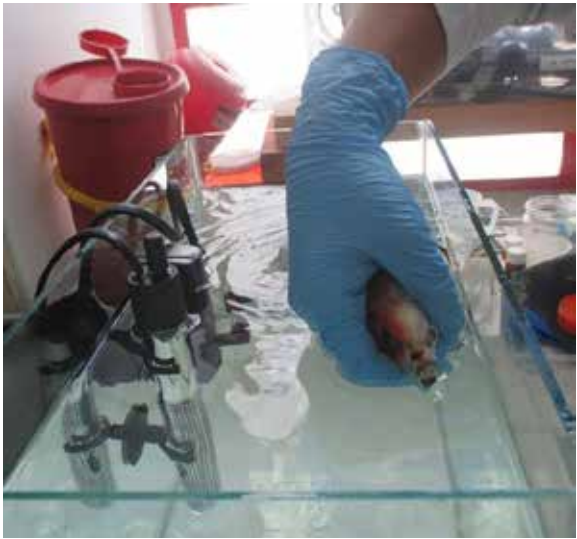


Figura 3.32. Ejemplar koi sujetado para permitir flujo de agua a través de la boca durante inicio de la recuperación

Otro estímulo que puede aplicarse para acelerar la recuperación del paciente es un masaje en la región cardiaca, ya sea con el dedo pulgar (figura 3.33) o con el dedo índice de la mano que no está sosteniendo al paciente.



Figura 3.33. Masaje en la región cardiaca del paciente aplicando una presión moderada con el dedo pulgar

Hasta este momento, las medidas no farmacológicas que se han mencionado pueden ser suficientes para inducir una recuperación más rápida de un paciente que no salga de un plano profundo de anestesia, a pesar de encontrarse ya por fuera del sistema de anestesia que se haya utilizado. Si estas medidas no son eficaces, es pertinente proceder con fármacos para superar paros respiratorios, o cardiorrespiratorios y así evitar que un paciente llegue al colapso medular por efecto de la anestesia. Las medidas más importantes para aplicar en esos casos se muestran en la tabla 3.12.

Tabla 3.12. Principales agentes farmacológicos utilizados en casos de emergencia para solucionar reacciones adversas a la anestesia en peces

Fármaco y efecto primario	Especie, dosis y vía de aplicación	Comentarios
<p>Doxapram</p> <p>Estimulante respiratorio, liberador catecolaminas</p>	<p>5 mg/kg aplicados sobre arcos branquiales</p>	<p>Repetir la aplicación hasta lograr el efecto</p>
<p>Epinefrina (1:1000)</p> <p>Agonista α y β adrenérgico</p>	<p>0.2-0.5 mg/kg</p> <p>IM, IV, IC, ICe (intracelómico)</p> <p>Koi</p>	<p>Arresto cardiaco, incremento de flujo coronario y aumento de presión en aorta dorsal</p>
<p>Atropina</p> <p>Antagonista muscarínico, anticolinérgico</p>	<p>2 mg/kg</p> <p>IM, IV, ICe</p>	<p>Estimulante vascular</p>

Fuente: elaboración propia a partir de Gaskins y Boylan²⁹ y Sherrill *et al.*³⁰.

Anestesia aplicada a la eutanasia de los peces

La eutanasia (del griego, *Eu*: bueno; *thánatos*: muerte; buena muerte) es un procedimiento que se practica con relativa frecuencia en peces. Animales que se encuentran en condición médica muy comprometida requieren de un procedimiento que les permita morir dignamente, sin dolor y en concordancia a

las normas de bienestar animal. En el sacrificio de animales, una vez culmina su ciclo productivo de engorde, y en animales usados en investigación que requieren ser sacrificados para toma de muestras y tejidos, la eutanasia es también un aspecto muy crítico que debe ajustarse a las normas que rigen el bienestar animal³¹. A pesar de los compromisos de adoptar métodos de eutanasia que se ajusten a las normas de bienestar, varios de estos no lo han hecho y son referenciados aún en documentos recientes sobre el tema. Aun se enlistan, por ejemplo, métodos físicos de eutanasia que se apartan radicalmente del bienestar animal, como decapitación, concusión craneal, maceración, y congelamiento rápido, entre otros.

La eutanasia por medios químicos es el método más eficiente y que no genera estrés adicional o dolor en el paciente que la recibe. Usualmente, las concentraciones o dosis anestésicas para eutanasia representan entre tres y cinco veces las que son usadas para los protocolos anestésicos que fueron descritos en capítulos anteriores de este libro³¹. Aunque se espera que estas dosis o concentraciones sean efectivas generando el colapso medular y la muerte de los animales, en algunos ejemplares particulares y especies, hay animales que sobreviven

al procedimiento por ser resistentes a la dosis o concentración utilizada, interrumpiéndose el propósito de practicar la eutanasia. Una forma de asegurar la eutanasia es llevar al animal hasta un plano profundo y luego hacer un corte hondo en la parte posterior de la cabeza, así se logra escindir la columna y garantizar la muerte del animal (figura 3.34).



Figura 3.34. Punto de corte en región cervical para escindir la médula espinal luego de que el animal ha alcanzado el plano profundo de anestesia (superior). Apariencia del corte para completar el proceso de eutanasia (inferior)

Esto puede hacerse con las concentraciones para alcanzar la eutanasia o con las vistas para alcanzar un plano profundo quirúrgico, pero dejando en este último caso a los animales por más tiempo en el tanque donde se esté llevando a cabo el proceso.

A continuación, se presentan algunos de los agentes químicos referenciados para eutanasia mediante inmersión o inyección de los agentes anestésicos (tabla 3.13).

Tabla 3.13. Principales agentes anestésicos y sus dosis o concentraciones recomendadas para practicar la eutanasia en peces

Anestésico	Dosis o concentración y vía de aplicación
Metasulfonato de tricaina (MS-222)	250-500 mg/l (inmersión)
Eugenol (aceite de clavo)	100-300 mg/ (inmersión)
Benzocaína	250 mg/l (inmersión)
Propofol	25 mg/l (inmersión)
Alfaxalona	50 mg/l (inmersión)
2-fenoxietanol	0.3-0.4 mg/l (inmersión)
Pentobarbital	60-100 mg/kg (iv,ic)

Nota: para el Metasulfonato de tricaina (MS-222) se sugiere aplicar bicarbonato como buffer. Fuente: tomado de Posner *et al.*³¹.

Referencias

1. Kane AS, González-Mantilla JF, Reimschuessel R. Fish and Amphibian Models Used in Laboratory Research. *Lab Animal*. 1996; 25: p.33-38.
2. Feitsma H, Cuppen E. Zebrafish as a cancer model. *Mol Cancer Res*. 2008; 6(5): p.685-694.
3. Newman M, Ebrahimie E, Lardelli M. Using the zebrafish model for Alzheimer's disease research. *Front Genet*. 2014 Jun 30; 5: p.189. doi:10.3389/fgene.2014.00189.
4. James DM, Kozol RA, Kajiwara Y, Wahl AL, Storrs EC, Buxbaum JD, Klein M, Moshiree B, Dallman JE. Intestinal dysmotility in a zebrafish (*Danio rerio*) shank3a;s-hank3b mutant model of autism. *Mol Autism*. 2019; 10: p.3. doi: 10.1186/s13229-018-0250-4.
5. García-Moreno D, Tyrkalska SD, Valera-Pérez A, Gómez-Abenza E, Pérez-Oliva AB, Mulero V. The zebrafish: a research model to understand the evolution of vertebrate immunity. *Fish Shellfish Immunol*. 2019; 90: p.215-222.
6. Hill AJ, Teraoka H, Heideman W, Peterson RE. Zebrafish as a model vertebrate for investigating chemical toxicity. *Toxicol Sci*. 2005; 86(1): p.6-19.
7. Lidster K, Readman GD, Prescott MJ, Owen SF. International survey on the use and welfare of zebrafish in research. *J Fish Biol*. 2017. Doi:10.1111/jfb.13278.
8. Priyamvadah K, Gopalakrishnan M, Panwar Y. Mapping of zebrafish research: a global Outlook. *Zebrafish*. 2013; 10(4). Doi: 10.1089/zeb.2012.0854.

9. Cheng-Yung L, Cheng-Yi C, Huai-Jen T. Zebrafish and Medaka: new model organisms for modern biomedical research. *J Biomed Sci.* 2016; 23: Art. # 19.
10. Lima-Junior EM, de Moraes Filho MO, Almeida Costa B, et al. Innovative treatment using tilapia skin as a xenograft for partial thickness burns after a gunpowder explosion. *J Surgical Case Rep.* 2019; 6: p.1-4.
11. Blanco AM, Unniappan S. Goldfish (*C. auratus*): biology, husbandry, and research applications. En: *Laboratory Fish in Biomedical Research.* Academic Press; 2021; p.373-408 pp.
12. Bechtel DG, Lee LEJ. Effects of aflatoxin B1 (AFB1) in liver cell line from rainbow trout (*O. mykiss*). *Toxicol in Vitro.* 1994; 8(3): p.317-328.
13. Gallagher EP, Eaton DL. In vitro biotransformation of aflatoxin B1 (AFB1) in channel catfish liver. *Toxicol Appl Pharmacol.* 1994; 132(1): p. 82-90.
14. Lee KS, Ishimatsu A, Sakaguchi H, Oda T. Cardiac output during exposure to *Chatonella marina* and environmental hypoxia in yellowtail (*Seriola quinqueradiata*). *Mar Biol.* 2003; 142: p.391-397.
15. Axelsson M, Fritsche R. Cannulation techniques. En: *Analytical techniques, Biochemistry and Molecular Biology of Fishes.* PW Hochachka y TP Mommsen (eds). Elsevier; 1994. p.17-36.
16. Nishioka RS. Hypophysectomy of fish. En: *Analytical techniques, Biochemistry and Molecular Biology of Fishes.*

- PW Hochachka y TP Mommsen (eds). Elsevier; 1994. p49-62.
17. McLean E. Microsurgery: gonadectomy. En: *Analytical techniques, Biochemistry and Molecular Biology of Fishes*. PW Hochachka y TP Mommsen (eds). Elsevier; 1994. p.63-76 pp.
 18. Inui Y. En: *Analytical techniques, Biochemistry and Molecular Biology of Fishes*. PW Hochachka y TP Mommsen (eds). Elsevier; 1994. p.77-83.
 19. Soto E, Boylan SM, Stevens B, Smith SA, Yanong RPE, Kuttichantran S, Waltzek T. Diagnosis of Fish Diseases. In SA Smith (ed). *Fish Diseases and Medicine*. CRC Press; 2019. p.46-88.
 20. Scott Weber III EP, Weisse C, Schwarz T, Innis C, Klide A. Anesthesia, diagnostic imaging, and surgery of fish. *Comp Contin Edu Vet*; 2009. Feb E1-E9.
 21. Sladky KK, Clarke III EO. Fish surgery: presurgical preparation and common surgical procedures. *Vet Clin Exot Anim*. 2016; 19: p.55-76.
 22. Boylan SM. Surgery In SA Smith (ed). *Fish Diseases and Medicine*. CRC Press; 2019. p.305-317.
 23. Smith M, Warmoults D, Thoney D, et al. *Elasmobranch Husbandry Manual: Captive Care of Sharks, Rays and their Relatives*. 2004. Columbus (OH): Ohio Biological Survey.
 24. Hamlett WC, Hysell M. Uterine specializations in elasmobranchs. *J Exp Zool*. 1998; 282: p.438-459.

25. Tuttle AD, Burrus O, Burkat MA, et al. Three cases of gastric prolapse through the gill slit in tiger sharks, *Carcharhinus taurus*, (Rafinesque). *J Fish Dis.* 2008; 4: p.311-315.
26. Harms CA. Surgery in fish research: common procedures and postoperative care. *Lab Animal.* 2005; 34(1): p.28-34.
27. Sneddon LU. Clinical anesthesia and analgesia in fish. *J Exot Pet Med.* 2012; 21: p.32-43.
28. Scott Weber III E. Fish analgesia: pain, stress, fear aversion or nociception? *Vet Clin Exot Anim.* 2011; 14: p.21-32.
29. Gaskins J, Boylan SM. Therapeutics for ornamental fish, tropical, bait and other non-food fish: supportive therapy and care (Appendix C). En *Fish Diseases and Medicine.* CRC Press; 2019. p.373-377.
30. Sherrill J, Scott Weber III E, Marty GD, Hernández-Divers S. Fish Cardiovascular physiology and disease. *Vet Clin Exot Anim.* 2009; 12: p.11-38.
31. Posner LP, Harms CA, Smith SA. Sedation, anesthesia, analgesia and euthanasia. In SA Smith (ed). *Fish Diseases and Medicine.* CRC Press; 2019. p.283-304.

Autor

Jaime Fernando González Mantilla

Médico veterinario de la Universidad Nacional de Colombia, con un Master of Science (MSc) y un Ph. D. de la University of Maryland. Es profesor titular de la Universidad Nacional de Colombia. Entre sus publicaciones destacan *Principios de toxicología veterinaria* (2012), *Contaminación de las aguas con glifosato y sus efectos tóxicos en ictiofauna nativa de Colombia* (2012), y *Efectos tóxicos del glifosato en el sistema nervioso del pez eléctrico *Apteronotus albifrons** (2012). Sus áreas de investigación incluyen la toxicología veterinaria, acuática y ambiental, así como la medicina de peces.

Correo: jfgonzalezma@unal.edu.co

ORCID ID: 0000-0003-3974-3955

Índice analítico

A

Alfaxalona 127-129, 148-151, 267

Analgesia 28-30, 70, 81, 89, 111, 122, 139

Anestesia 28-33, 43-44, 46-51, 59-61, 67-70, 74-75, 92-93, 98, 103, 107, 108, 110-111, 128, 132-133, 142-145, 179, 187, 192, 220-221, 226, 237, 261, 264

Anestesia local 87-88
parenteral 77
por inhalación 75, 141
por vía intraperitoneal 78

por vía intravascular 78
por vía intramuscular 79
por vía oral 80
por choque térmico 80

B

Barbitúricos 130, 132

Benzocaína 46, 56, 60, 94-98, 267

C

Choque térmico 80, 83

Concentraciones anestésicas 92, 96, 101, 106, 110, 115, 119, 123, 126, 128, 131,

135, 139, 146, 149, 152, 155,
204, 210, 212, 215

Cortisol 48, 51, 93, 112,
117, 120

D

Diencéfalo 35-37, 40

Disolución 67-68, 92, 101,
105, 110, 114, 141

E

Encéfalo 34-37, 39

Electroanestesia 84-87

Estimulación simpática
50, 59

Etomidate 121-123, 144

F

Fase de inducción 70
de mantenimiento 72,
188, 190

G

GABA 36-37, 57-58

Glutamato 36-37, 57-58,
112, 132,

H

Hemoglobina 50-51, 117

I

Inducción 34, 60, 69, 70,
72-73, 81, 83, 98, 101-102,
116, 119, 126, 131-132, 143-
144, 188-191, 197, 208-213,
215-217, 230-131, 242-244,
251-254

K

Ketamina 145-148, 186

M

Margen de seguridad 47,
84, 89-90, 94, 97, 103, 108,
113, 118, 120, 123, 127, 130,

132, 137, 140, 148, 152, 154,
156-157

Masa tumoral 251-254

Mecanismo de acción 36,
48, 58, 93, 97, 102, 108, 112,
117, 120, 123, 126, 129, 132,
136, 140, 147, 150, 153, 156

Mentol 113-118

Mesencéfalo 34, 35, 37, 40

Metencéfalo 35, 37

Mielencéfalo 35

Monitorización 257, 259

N

Narcosis 28-29, 31-32, 70,
83, 89, 136-137, 188, 221,
228

Neuroanatomía 53

Neurotransmisores 54-
55, 57-58

Nociceptores 38, 48, 51-
53

P

Paciente 31, 44, 47, 59,
87, 89, 92, 98, 125, 145,
156, 180, 186, 188-190,
221-224, 237, 239, 244-246,
249-251, 257, 261

Peces 28, 31-35, 47, 67,
88, 123, 128, 130, 132, 145,
157, 159, 162, 179, 187, 192,
195, 220-221, 226, 230,
237, 239-243, 264

Percepción sensorial 29-
30

Propofol 57, 104-106, 108-
109, 181-182, 206-209,
230, 26

Prosencéfalo 34-37

Protocolo anestésico 31,
44, 47-49, 60, 90, 98, 108,

186, 22, 237-238, 251, 253-254, 256, 260-261

S

Sedación 28-29, 32, 220-222, 226

Sinapsis 39, 54, 57

Sistema adrenérgico 48
 cardiovascular 40
 catecolaminérgico 58
 de recirculación 74, 190
 nervioso central 34, 67, 112
 nervioso autónomo 34, 38
 respiratorio 43, 118, 132

Stock 90, 97, 123, 178-179, 181-184

T

Tasa metabólica 51, 61, 81

Telencéfalo 35-36, 40

Temperatura corporal 61, 81

Tricaína 46, 56, 74, 90-95, 96-98, 118, 267

V

Vertebrados 34, 38-39, 44, 45, 51, 54, 139

X

Xilocaína-lidocaína 159



**Sedación y anestesia en peces:
aplicaciones médicas y quirúrgicas**

hace parte de la colección

Códice Abierto.

Se editó en la Universidad Nacional
de Colombia.

Septiembre de 2024,
Bogotá, D. C., Colombia.

En los últimos años, la medicina de peces ha experimentado un notable crecimiento a nivel mundial, consolidándose como un campo innovador dentro de la Medicina Veterinaria. El grupo de investigación AQUÁTICA, adscrito a la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia de la Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá, ha desarrollado importantes protocolos de sedación y anestesia en peces. Estos protocolos, diseñados para procedimientos clínicos, quirúrgicos y de investigación, se presentan de manera detallada en esta obra.