

UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE SAÚDE E TECNOLOGIA RURAL
CAMPUS DE PATOS-PB
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

MONOGRAFIA

Anestesia em Peixes – Revisão de Literatura.

Eduardo Melo Nascimento

2005



UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE SAÚDE E TECNOLOGIA RURAL
CAMPUS UNIVERSITÁRIO DE PATOS-PB
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

MONOGRAFIA

Anestesia em Peixes – Revisão de Literatura.

Eduardo Melo Nascimento

Prof. Dr. Pedro Isidro da Nóbrega Neto
ORIENTADOR

Anestesiologia

Patos - PB, fevereiro de 2005



Biblioteca Setorial do CDSA. Maio de 2022.

Sumé - PB

FICHA CATALOGADA NA BIBLIOTECA SETORIAL DO
CAMPUS DE PATOS - UFCG

N244a
2005

Nascimento, Eduardo Melo.

Anestesia em peixes – Revisão de literatura / Eduardo Melo Nascimento. Patos-
PB: UFCG, 2005.

30f.

Inclui bibliografia.

Monografia (Graduação em Medicina Veterinária) - Centro de Saúde e Tecnologia
Rural, Universidade Federal de Campina Grande.

1-Anestesiologia veterinária. 2- Peixes – anestesia. I- Título.

CDU 616- 089.5:597

UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE SAÚDE E TECNOLOGIA RURAL
CAMPUS DE PATOS-PB
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

EDUARDO MELO NASCIMENTO

Monografia submetida ao Curso de Medicina Veterinária como requisito parcial para obtenção do grau de Médico Veterinário.

APROVADO EM 11/03/05

BANCA EXAMINADORA

NOTA

Pedro Isidro da Nóbrega Neto
Prof. Dr. Pedro Isidro da Nóbrega Neto
ORIENTADOR

10,0

Gildenor Xavier Medeiros
Prof. MSc. Gildenor Xavier Medeiros
EXAMINADOR

10,0

Rosângela Maria Nunes da Silva
Prof. MSc. Rosângela Maria Nunes da Silva
EXAMINADORA

10,0 (dez)

DEDICATÓRIA

Este trabalho é dedicado em especial à minha mãe, Maria Vitória Melo Nascimento e ao meu pai, Olavo Carvalho Nascimento por terem reclamado, apoiado e chorado sempre ao meu lado em todas horas.

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais e irmãos, que são as pessoas que mais amo nesta vida, meu orgulho e exemplo que sigo, agradeço pelos esforços, dedicação e dificuldades que passaram para que pudesse concluir o curso, desculpa pelas preocupações e pela saudade imensa passada durante este tempo. Obrigado por depositarem confiança em mim, pois isto foi fundamental para minhas conquistas e por nunca ter desistido.

Aos companheiros do curso de Medicina Veterinária, em especial aos meus amigos Luciano (Rondônia), Edilson (parafa), Jerffeson (espanhol), Leandro (macarrão), Henrique (chico), Keyson (caicó), Fabiano (bibilsom), Adriano (vovô), Césinha (seringa), Petruska (gorda), Arline (feitosa), Walquíria (baiana), Juliana (neguinha). Aos amigos de farra Elisnei (negão), Junior (baiano), Charles (nego amarelo), Jalask (juguja). Bom, a todos que fazem parte da galera que sempre está comigo, em todas as horas.

Aos meus professores em especial a Pedro Isidro, Gildenor Xavier, Rosângela Maria, Franklin Riet-Correa, João Moreira, Antônio Flavio, Gerôncio, Ana Célia, Norma, Sônia Lima e Olaf.

A todos que de alguma forma tenham contribuído para a realização desse sonho.

SUMÁRIO

	RESUMO	12
	ABSTRACT	13
1	INTRODUÇÃO	14
2	REVISÃO DE LITERATURA	15
2.1	Anatomia e fisiologia dos peixes	15
2.1.1	Sistema Circulatório.....	15
2.1.2	Aparelho Respiratório.....	16
2.1.3	Aparelho Digestório.....	17
2.1.4	Sistema Nervoso	18
2.1.5	Sistema Excretor.....	18
2.1.6	Órgãos Sensoriais.....	19
2.2	TERMINOLOGIA	19
2.3	QUALIDADE DE UM ANESTÉSICO IDEAL	20
2.4	SEDAÇÃO E ANESTESIA	20
2.4.1	Preparação.....	20
2.4.2	Indução.....	21
2.4.3	Monitoramento.....	22
2.4.4	Manutenção.....	22
2.4.5	Recuperação Anestésica.....	22
2.4.6	Legislação.....	22
2.4.7	Segurança e Saúde.....	22
2.5	MÉTODOS DE ANESTESIA	22
2.5.1	Método Físico.....	22
2.5.1.1	Hipotermia.....	22
2.5.1.2	Eletro-anestesia.....	23
2.5.2	Método Químico.....	23
2.5.2.1	Anestesia Local.....	23
2.5.2.2	Anestesia Regional	23
2.5.2.3	Anestesia Parenteral.....	23
2.5.2.4	Narcoanestesia.....	23
2.5.2.5	Anestesia Geral ou Inalatória.....	23
2.5.2.5.1	Agentes Inalatórios.....	24
2.5.2.5.2	Preparação.....	24
2.5.2.5.3	Manutenção.....	24
2.5.2.5.4	Procedimento.....	24

2.5.2.5.5	Aplicação Direta.....	25
2.5.2.5.6	Sistema de Ventilação Artificial.....	25
2.5.2.5.7	Recuperação.....	26
2.5.2.5.8	Ressuscitação de Emergência.....	26
2.6	ANESTÉSICOS MAIS USADOS EM PEIXES.....	26
2.7	EUTANÁSIA.....	28
2.8	ALTERAÇÕES FISIOLÓGICAS CAUSADAS PELOS ANESTÉSICOS.....	28
2.8.1	Efeitos Respiratórios.....	28
2.8.2	Alterações Cardiovasculares, Hematológicas e Osmorregulatórias.....	29
2.8.3	Alterações Nervosas.....	29
3	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	30
4	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	31

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	Fatores que afetam a eficácia dos anestésicos.....p. 21
Tabela 2	Estágios Anestésicos em Peixes.....p. 21

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	Subdivisões do coração de um peixe.....	p. 15
Figura 2	Representação anatômica do sistema circulatório.....	p. 15
Figura 3	Representação esquemática do sistema circulatório de um peixe.....	p. 16
Figura 4	Anatomia branquial.....	p. 16
Figura 5	Fluxo da água no processo respiratório.....	p. 15
Figura 6	Anatomia do sistema nervoso.....	p. 18
Figura 7	Sistema de ventilação artificial com recirculação.....	p. 26

LISTA DE QUADROS

Quadro 1	Drogas, efeitos e suas dosagens usadas em peixes.....p. 27
-----------------	--

RESUMO

NASCIMENTO, EDUARDO MELO. Anestesia em peixes – revisão de literatura. Patos, UFCG. 2005. 28 p. (Trabalho de Conclusão de Curso em Medicina Veterinária, Anestesiologia).

Há muito tempo que o interesse pela imobilização temporária de peixes foi reconhecido, uma vez que facilita a manipulação, transporte e biometria. Em aquários, zoológicos e criações particulares, onde estão espécies raras e de grande valor, a imobilização é requerida em casos mais delicados como exame radiográfico, endoscopia, biópsia e até mesmo cirurgia, quando os peixes chegam a serem anestesiados profundamente. Os anestésicos têm a função reversível na diminuição da atividade dos centros sensoriais do cérebro, diminuição esta que pode ter vários graus, podendo ir até a eliminação total do arco reflexo. Os anestésicos atuam primeiro sobre o córtex (estado de analgesia), depois sobre os gânglios basais e cerebelo (estado de delírio ou excitação) e por fim sobre a medula espinhal (estado de anestesia cirúrgica). Os métodos de anestesia em peixes podem ser divididos em dois grupos : físicos e químicos. O método físico pode ser realizado por hipotermia ou por eletro-anestesia. Como métodos químicos existem a narcoanestesia e a anestesia local, regional, parenteral e geral, sendo a anestesia geral ou inalatória a mais usada atualmente.

ABSTRACT

NASCIMENTO, EDUARDO MELO. Anaesthesia in fish – review. Patos, UFCG. 2005. 28 p. (Work of Conclusion of Course in Veterinary Medicine, Anaesthesiology).

There is a long time that the interest for the temporary immobilization of fish was recognized, once it facilitates the manipulation, transport and biometry. In aquariums, zoos and private creations, where they are rare species and of great value, the immobilization is requested in more delicate cases as exam radiography, endoscopy, biopsy and even surgery, when the fish needs be deeply anaesthetized. The anaesthetics have the reversible function in the depression of sensorial centers of the brain, which can have several degrees, until the total elimination of the arch reflex. The anaesthetics act first on the cortex (analgesia state), later on the basal ganglions and cerebellum (delirium state or hyperactivity) and finally in the spinal marrow (state of surgical anaesthesia). The anaesthetic methods in fish can be divided in two groups: physical and chemical. The physical method can be accomplished by hypothermia or by electro-anesthesia. Chemical methods consist in narcoanaesthesia and local, regional, parenteral and general anaesthesia, being the general or inhalation anaesthesia the more used now.

1. INTRODUÇÃO

A anestesia é um processo reversível que provoca a perda da sensação em todo ou em parte do corpo, e que resulta da depressão da função nervosa, causada por um fármaco. Os anestésicos gerais são agentes químicos ou físicos que, com o aumento da exposição ou concentração, primeiro acalmam (sedam) um animal e depois causam a perda da mobilidade, equilíbrio, consciência e, finalmente, das ações reflexas, por evitarem a iniciação e condução do impulso nervoso (Summerfelt, 1990).

Há ocasiões em que se torna necessário anestésiar um peixe para assegurar que, este animal, quando submetido a um processo estressante ou doloroso sofra o mínimo de stress ou dor possível, possibilitando que o mesmo possa ser examinado ou segurado com segurança. Este procedimento é realizado para manipulações tais como uma biopsia da brânquia, administração de medicamentos, limpeza tópica das lesões, transporte, marcação, cirurgia, exame radiográfico, endoscopia, eutanásia ou quando se torna necessário realizar um exame completo (Glosine, 1971).

A anestesia, por eliminar a sensação de dor e relaxar os músculos somáticos, é também muito usada em estudos experimentais para evitar o sofrimento dos peixes, reduzindo os efeitos do trauma nas variáveis fisiológicas em estudo (Summerfelt, 1990). Em termos legais o uso de anestésicos é obrigatório quando se procede uma cirurgia em animais, sejam eles peixes ou outros, que envolva a interferência de tecidos sensitivos ou estruturas ósseas (Gunn, 2000).

Os agentes químicos e os compostos freqüentemente utilizados em aquicultura são nesse momento objeto de um estreito controle, não só devido aos custos, mas também e principalmente por razões de eficácia e de saúde, visto que muitos deles deixam resíduos no músculo dos animais. Por exemplo, um dos anestésicos mais usados em peixes é o tricano metassulfonado (MS-222), contudo os peixes só podem ser consumidos 21 dias após terem sido expostos ao produto, o que é uma desvantagem importante, embora esse fármaco seja muito eficiente. O dióxido de carbono (CO₂) é também utilizado, mas sua eficiência é baixa e normalmente os peixes apresentam reações adversas ao agente (Taylor, 1999).

Quanto aos anestésicos é importante que se tenha uma compreensão completa de seu uso, fisiologia básica dos peixes e dos problemas potenciais, sendo importante ainda lembrar que todos os fármacos disponíveis são potencialmente letais (Thienpont, 1965).

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Anatomia e fisiologia dos peixes

2.1.1 – Sistema circulatório

O coração situa-se abaixo da região branquial, em uma bolsa, o pericárdio; consiste em um seio venoso dorsal de paredes finas, que recebe sangue de várias veias, seguido por um átrio, um ventrículo de paredes grossas e um cone arterial. Deste, o sangue é carregado cranialmente pela aorta ventral, de onde cinco pares de artérias branquiais aferentes o distribuem aos capilares das brânquias para a hematose. Em seguida, quatro pares de artérias branquiais eferentes levam o sangue para a aorta dorsal, se estendendo ao longo da parede mediana dorsal da cavidade celomática (Evans, 1993) (Figura 1).

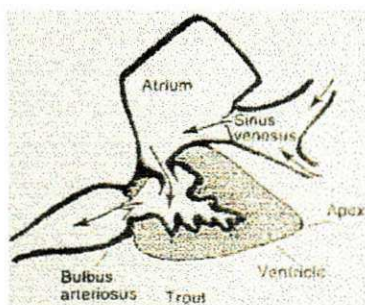


Figura 1- Subdivisões do coração de um peixe.

As principais artérias são as carótidas pares, externas e internas, que irrigam a região cefálica; as subclávias pares, que irrigam as nadadeiras peitorais; a celíaca que irriga o estômago e intestino; a mesentérica anterior, que irriga o baço e a parte posterior do intestino; a mesentérica posterior, que irriga os rins; várias genitais (ovarianas e espermáticas) e renais, responsáveis pela irrigação dos rins e órgãos reprodutores; e as ilíacas pares, que irrigam as nadadeiras pélvicas. Caudalmente às nadadeiras pélvicas a aorta caudal continua pela cauda (Evans, 1993) (Figura 2).

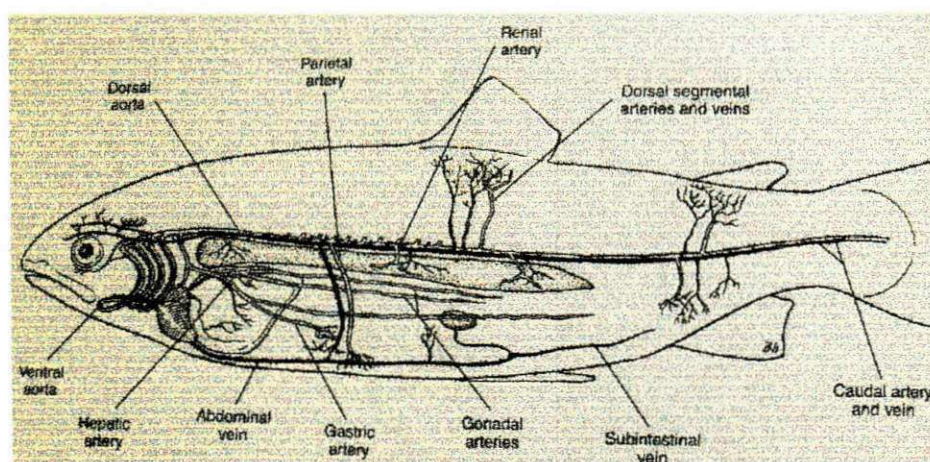


Figura 2 – Representação anatômica do sistema circulatório.

No sistema venoso, o sangue da veia caudal passa da cauda ao rim pelas veias porta-renais. O sangue da região caudal do corpo é drenado pelas veias pós-cardinais pares (seios cardinais) e pelas veias abdominais pares em cada lado da cavidade do corpo. Jugulares pares e cardinais pares (seios cardinais) drenam o sangue da região da

cabeça. Todas essas veias penetram em grandes seios ligados ao seio venoso (Evans, 1993) (Figura 3).

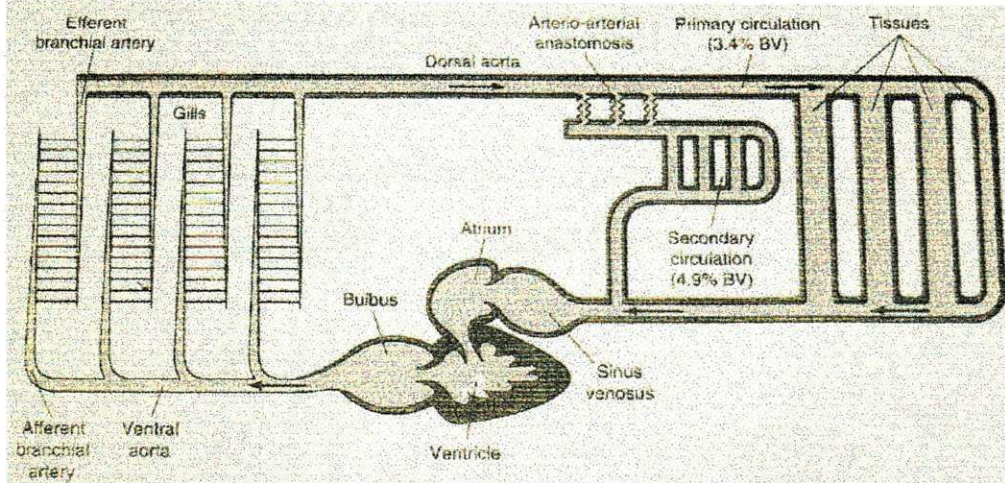


Figura 3 – Representação esquemática do sistema circulatório de um peixe.

O sangue do trato digestório é carregado pela veia porta-hepática para ser metabolizado no fígado, sendo em seguida recolhido pelas veias hepáticas, ligadas ao seio venoso. O sangue passa uma vez através do coração em cada circulação no corpo, de modo que todo o sangue que chega ao coração é sangue venoso (Randall, 1987).

2.1.2 – Aparelho respiratório

Os peixes respiram por brânquias, as quais são formadas por filamentos branquiais que, por sua vez apresentam muitas placas transversais minúsculas, cobertas com um epitélio fino e bastante irrigado por capilares que ligam as artérias branquiais aferentes às eferentes. Cada brânquia é sustentada por um arco branquial cartilaginoso e sua margem interna possui rostelos branquiais expandidos que as protegem de partículas duras e evitam a passagem de alimentos pelas fendas branquiais (Randall, 1987) (Figura 4).

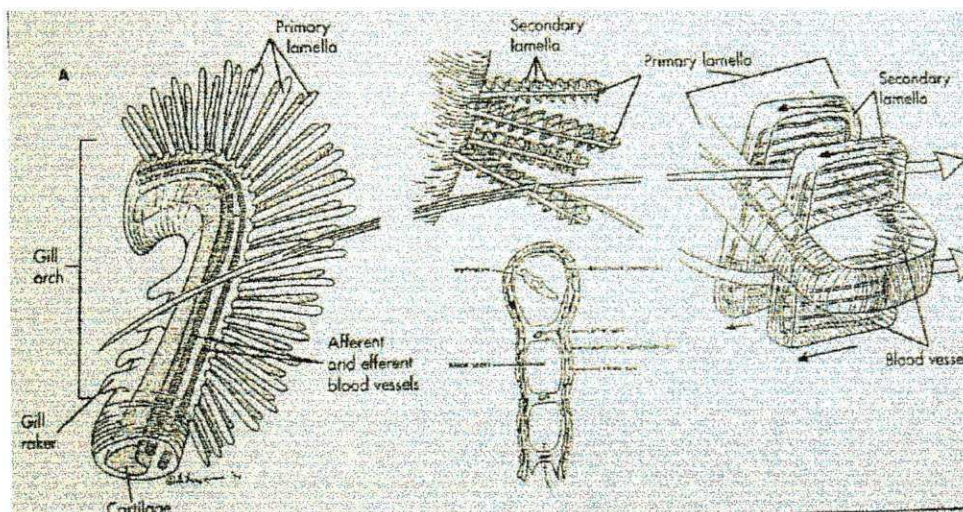


Figura 4 – Anatomia branquial.

Durante a respiração os opérculos fecham-se e a cavidade bucal aumenta fazendo com que a água entre pela boca. Simultaneamente as câmaras branquiais aumentam de volume produzindo uma pressão menor que a da boca e fazendo com que a água passe entre as brânquias. Em seguida a cavidade bucal contrai-se e as valvas

orais passivas fecham-se evitando a saída de água pela boca e forçando sua passagem pelas brânquias. Assim a boca e as câmaras branquiais funcionam alternadas como bombas de sucção e de pressão para manter o fluxo contínuo da água através das brânquias (Glosine, 1971) (Figura 5).

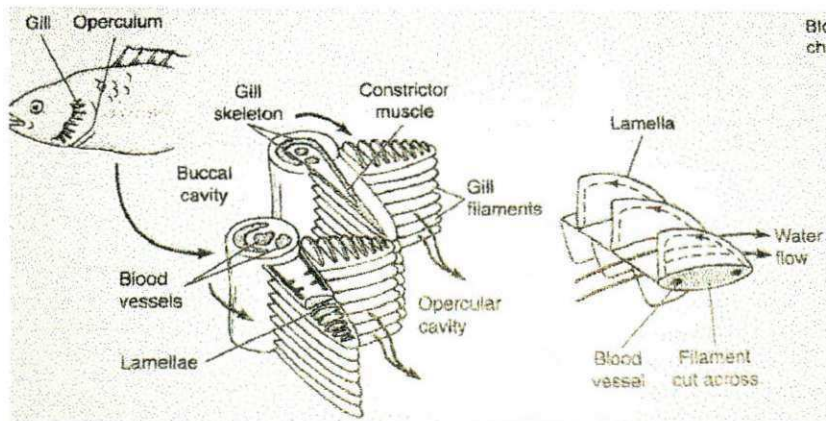


Figura 5 – Fluxo da água no processo respiratório.

A direção da corrente sanguínea nas lamelas branquiais é oposta ao fluxo da água que as atravessa, existindo um mecanismo de contracorrente que assegura uma boa oxigenação do sangue. O sangue pobre em oxigênio que entra nas lamelas encontra a água com uma concentração de oxigênio muito mais elevada à medida que se dirige para o lado oposto. Assim o oxigênio continua sendo absorvido durante toda a passagem do sangue pelas brânquias (Glosine, 1971).

Em diversos peixes a bexiga natatória pode ajudar na respiração, sendo um órgão semelhante ao pulmão para os peixes pulmonados (Randall, 1987).

2.1.3 – Aparelho digestório

É compreendido por uma larga boca, na maioria das espécies, marginada de algumas fileiras de dentes, que nos peixes cartilagosos estão presos pela musculatura mandibular e maxilar e nos ósseos presos na maxila e na mandíbula. Os dentes servem para agarrar e cortar o alimento, que muitas das vezes é engolido inteiro ou em grandes pedaços. A língua é situada na parte inferior da boca praticamente presa ao assoalho e auxilia na respiração. As glândulas mucosas são numerosas mas as salivares são inexistentes. Na larga faringe há aberturas que a comunicam às fendas branquiais (Randall, 1987).

Nos peixes cartilagosos o esôfago é curto tem forma de “j” e comunica-se com o estômago através de um esfíncter. A parede gástrica possui um músculo circular e a passagem do ingesta do estômago para o intestino é controlada pela válvula pilórica. No intestino há um septo disposto em espiral que retarda a passagem do alimento e oferece maior área de absorção, seguindo diretamente para a cloaca. O fígado com dois lobos, prende-se na extremidade ventral da cavidade do corpo, a bilis é de cor esverdeada e é armazenada na vesícula biliar, passando pelo ducto biliar que desemboca na região anterior do intestino (Evans, 1993).

Os peixes ósseos possuem três cecos pilóricos tubulares com funções secretoras ou de absorção ligados ao intestino e o fígado está na parte cranial da cavidade do corpo com uma vesícula e ducto biliar que se abre no intestino (Evans, 1993).

O pâncreas localiza-se em nódulos no mesentério, disperso no fígado ou sob a cápsula esplênica. O pâncreas exócrino tem uma organização semelhante à dos mamíferos e o ducto pancreático une-se ao ducto biliar comum antes da ligação ao intestino. O pâncreas endócrino forma ilhotas de Langerhans com células alfa, beta e

gama, que nos peixes mais evoluídos segregam glucagon, insulina e somatostatina (Randall, 1987).

2.1.4 – Sistema nervoso

Os peixes possuem um sistema nervoso desenvolvido (no sentido de organização), mas ao mesmo tempo atrasado (em relação ao nível dessa organização) comparado com os vertebrados superiores. O seu encéfalo é fusiforme e possui um maior grau de desenvolvimento na sua parte anterior, que está ligada ao olfato. A importância do encéfalo é relativa, pois há muitos gânglios nervosos espalhados por todo o corpo, de onde saem nervos em concorrência com os nervos espinhais (Glosine, 1971).

Os peixes possuem uma capacidade básica de aprendizado, geralmente por condicionamento. Glosine (1971) afirmou que os peixes de aquário não “sabem” que estão em um ambiente limitado pois não guardam a referência visual, gravando apenas a referência olfativa.

Dez pares de nevos cranianos servem as estruturas, principalmente da cabeça, aproximadamente com a mesma distribuição que nos outros vertebrados (Glosine, 1971) (Figura 6).

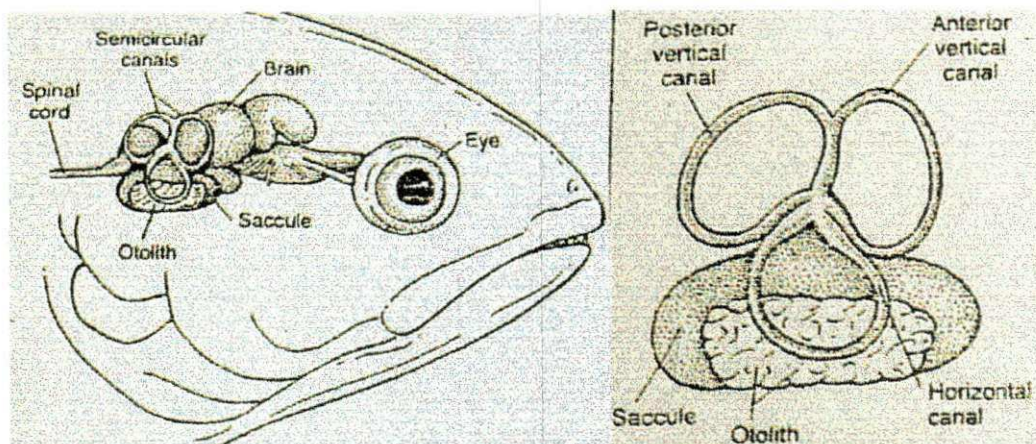


Figura 6 – Anatomia do sistema nervoso e órgãos sensitivos.

A medula espinhal é protegida pelos arcos neurais das vértebras, nervos pares para cada segmento do corpo, que emergem entre os arcos neurais de vértebras sucessivas. O sistema nervoso simpático compreende numa série de gânglios sobre as veias pós-cardinais (Randall, 1987).

2.1.5 – Sistema excretor

O rim é extremamente importante na manutenção das concentrações dos íons, regulando a água e o sal dentro do corpo do peixe, permitindo que determinadas espécies de peixes sobrevivem em água doce e outras em água salgada, e em alguns casos em ambas. As brânquias dos peixes além de desempenharem papel no equilíbrio de sais, excretam produtos mais simples do metabolismo do nitrogênio, como a uréia e amônia (Romer, 1970).

Nos peixes de água doce a concentração dos sais no seu sangue e tecidos é consideravelmente maior do que a da água, por isso absorvem água. Esta absorção ocorre através das brânquias, da mucosa da boca e faringe. O excesso da água é eliminado pelos rins que produzem uma copiosa urina diluída (Romer, 1970).

Alguns sais são perdidos pelas brânquias, pele e fezes, mas esses são repostos quando necessário através do alimento e água. Os peixes de água doce não bebem água (Summerfelt, 1990).

Nos peixes de água salgada, por outro lado, os sais do corpo estão em uma concentração inferior ao ambiente, fazendo com que esses animais percam água através das brânquias, boca e faringe. Esse processo de desidratação é contrabalançado através da grande quantidade de ingestão de água e de eliminação de sais (cloretos de sódio e potássio) através dos rins, brânquias e talvez outras partes do corpo. Os peixes de água salgada excretam urina muito concentrada e em pequena quantidade (Farrel, 1992).

2.1.6 – Órgãos sensoriais

O ouvido interno não possui cóclea e é um órgão bilateral constituído por três canais semicirculares e pelo órgão otólito. Os canais são semelhantes aos dos mamíferos e participam no controle do equilíbrio. O órgão otólito é formado por três cavidades comunicantes (utrículo, sáculo e laguna) com otólitos (estruturas cheias de carbonato de cálcio) no seu interior, interagindo com sensores presentes nas cavidades, detectando movimentos e vibrações sonoras (Glosine, 1971).

Linha lateral é um órgão bilateral que percebe ligeiras alterações de pressão. Seu sistema funciona à base de células ciliadas mecanorreceptoras situadas em canais abertos ou em túneis na superfície do corpo (Glosine, 1971).

Os peixes têm a visão limitada a pequenas distâncias. Seus olhos não possuem pálpebras e são movimentados por três pares de músculos (Glosine, 1971).

As narinas (bolsas olfativas) localizam-se no focinho, recebem parte da água que passa pelo animal e captam odores dissolvidos na água, ajudando os peixes a guiarem-se em migrações e a achar alimento (Glosine, 1971).

2.2 – TERMINOLOGIA

De acordo com Muir (2001), alguns termos usados em anestesia são classificados, em:

- Analgesia – Diminuição da sensibilidade à dor.
- Tranqüilização – Estado de tranqüilidade e calma no qual o paciente está relaxado, reluta em se mover, está desperto, mas indiferente ao meio que o cerca e potencialmente indiferente à dor de baixa intensidade.
- Sedação – Depressão leve do sistema nervoso central na qual o paciente está acordado, mas calmo. O termo é freqüentemente usado com sinônimo de tranqüilização. Com estímulos suficientes o paciente pode ser despertado. Produz uma depressão dose-dependente do córtex cerebral.
- Anestesia – Perda total da sensibilidade em uma parte restrita ou em todo o corpo.
- Anestésicos – São agentes químicos ou físicos que a um aumento de sua concentração ou exposição diminuem a atividade de um animal, através da redução da sua mobilidade, equilíbrio e ação reflexa.

2.3 – QUALIDADES DE UM ANESTÉSICO IDEAL

Para uma boa anestesia é fundamental um bom anestésico, respeitar suas propriedades e escolher um bom protocolo anestésico.

Segundo Thienpont (1965), um anestésico seria ideal se conseguisse concentrar diversas características, tais como:

- Ser rapidamente metabolizado e excretado.
- Ser altamente solúvel em água doce e salgada.
- Eficiente em baixas concentrações.
- Rápida indução (≤ 3 minutos).
- Recuperação rápida e total (≤ 5 minutos).
- Pode ser usado em diferentes níveis de anestesia.
- Ter elevada margem de segurança.
- Preço acessível.

2.4 – SEDAÇÃO E ANESTESIA

A sedação e anestesia geral em peixes são representados por vários estágios, que vão do simples relaxamento, passando por analgesia, imobilidade e inconsciência. Para diferentes níveis de analgesia podem-se usar diferentes tipos de anestésias químicas ou físicas (Ross, 1984).

Os estágios anestésicos estão diretamente relacionados à concentração da solução ao tempo de exposição. Em práticas com altas concentrações esses estágios não são bem observados, pois a passagem de um estágio para outro se torna bem rápida, dificultando o controle da anestesia (Summerfelt, 1990).

Na anestesia com baixas concentrações, os estágios tornam-se mais definidos, proporcionando uma anestesia mais segura (Summerfelt, 1990).

2.4.1-Preparação

Os anestésicos atuam em geral sobre o sistema nervoso central através dos axônios dos nervos. É importante ressaltar que pouco se sabe sobre o modo preciso de atuação dos anestésicos nos peixes e que, além disso, em alguns indivíduos podem ser observados efeitos inversos ao esperado quanto da exposição a determinado fármaco anestésico (Ross, 1984).

Um peixe necessitará de uma dose maior de anestésico do que um mamífero, para um mesmo estágio de sedação, porque nos vertebrados superiores o número de zonas ativas do sistema nervoso central é superior. Entretanto existem fatores biológicos e ambientais que alteram a sensibilidade dos peixes aos anestésicos (Ross, 1984) (Tabela 1).

Durante a indução anestésica pode ser que o peixe regurgite ou defeque poluindo a água e comprometendo todo o processo, então é recomendável o jejum de 12 ou 24 horas (Ross, 1984).

Tabela 1 – Fatores que afetam a eficácia dos anestésicos.

Fator	Exemplos
Biológicos	Espécie (área das brânquias) , conteúdo de gordura (drogas lipofílicas), tamanho do corpo, metabolismo, relação área branquial/peso do corpo, estado geral de saúde, idade, sexo, doenças e época do ano.
Ambientais	Temperatura (poiquilotermia), pH (ionização de moléculas), salinidade(poder tampão) e qualidade da água.

2.4.2- Indução

A indução normalmente vem acompanhada de uma hiper-atividade, por alguns segundos, devido às propriedades irritantes dos anestésicos. Após a normalização, o peixe passa por alguns estágios de depressão (Summerfelt, 1990) (Tabela 2).

O modo de atuação dos anestésicos apresenta-se em três fases.

1° FASE – Atuam sobre o córtex cerebral; estado de analgesia.

2° FASE – Atuam sobre os gânglios basais e cerebelo; estado de delírio.

3° FASE – Atuam sobre a medula espinhal; estado de anestesia cirúrgica.

Deve-se ressaltar que quando a indução é lenta pode-se identificar vários estados de anestesia, o que é importante para a definição do grau de anestesia pretendida. No entanto, estágios descritos podem não ser observados do mesmo modo em diferentes espécies de peixes. Diferenças individuais também foram descritas (Ross, 1984).

Tabela 2- Estágios Anestésicos em Peixes.

Estágio	Descrição	Resposta Comportamental
0	Normal	Reativo a estímulos externos, batimentos operculares normais e reação muscular normal.
1	Ligeira sedação	Redução da reação aos estímulos externos, batimentos operculares mais lentos e equilíbrio normal.
2	Sedação profunda	Perda total da reação ao estímulo externo e equilíbrio normal.
3	Perda parcial do equilíbrio	Reação muscular fraca, natação errática, aumento dos batimentos operculares, boa analgesia e reação apenas a um forte estímulo tátil.
4	Anestesia profunda	Perda total de equilíbrio, tônus muscular diminuído e batimentos operculares lentos e regulares.
5	Anestesia cirúrgica	Perda da reação ao estímulo doloroso, batimentos operculares lentos e irregulares e perda total de reflexos.
6	Colapso medular	Cessão dos batimentos operculares, parada cardíaca e eventual morte.

2.4.3- Monitoração

Para pequenos procedimentos, alguns minutos de observação dos movimentos respiratórios (movimentos operculares) e da resposta a estímulos visuais e manipulatórios bastam para identificar os estágios anestésicos (Ross, 1984).

Para procedimentos mais longos faz-se necessário o uso de aparelhos que ajudem na monitoração, dando mais segurança ao procedimento. Os aparelhos mais usados são o eletrocardiógrafo e o pulso-*doppler* vascular (Ross, 1984).

Como rotina, a monitoração por eletrocardiógrafo é feita utilizando o complexo QRS para mensurar a frequência cardíaca, eletrodos geralmente são colocados nas nadadeiras peitoral e anal (Ross, 1984).

2.4.4- Manutenção

A manutenção estável de um estágio anestésico pode ser feita com o fornecimento constante de baixas dosagens do fármaco. O ambiente do peixe anestesiado deve sempre atender às suas necessidades fisiológicas (fornecimento de oxigênio, retirada do gás carbônico e reposição das perdas metabólicas) (Wildgoose, 1992).

2.4.5- Recuperação anestésica

A recuperação deve ser rápida e sem alteração no comportamento do peixe ou qualquer efeito colateral. No entanto, usualmente observam-se tremores musculares. O peixe tenta assumir a posição correta e os outros estímulos sensoriais vão restabelecendo-se gradualmente (Wildgoose, 1992).

O manejo cuidadoso do peixe é crucial nesse momento, tendo em vista que esse retorno pode durar segundos ou até minutos. A observação deve ser feita até quando o peixe estiver em natação e com movimentos respiratórios regulares (Wildgoose, 1992).

2.4.6- Legislação

A legislação que regulamenta materiais e procedimentos tem sido firmemente melhorada e divulgada ao redor do mundo, levando-se em consideração preocupações com os animais e com os operadores, obrigando que os novos anestésicos desenvolvidos sejam mais seguros para os peixes e para as pessoas que os manipulem (Wildgoose, 1992).

2.4.7- Segurança e saúde

Muitos dos anestésicos usados em peixes têm demonstrado que são perigosos aos humanos, por isso é recomendável que os operadores sempre façam o uso de luvas, evitem o contato com os respingos que possam acontecer com a movimentação do peixe na água e sempre lavem bem as mãos e materiais que tiveram contato com os tais fármacos (Wildgoose, 1992).

2.5 – MÉTODOS DE ANESTESIA

2.5.1 – Métodos físicos

2.5.1.1- Hipotermia

A hipotermia pode ser usada para tranquilizar ou para imobilizar peixes, podendo ser feita com a adição de gelo comum à água ou com gelo seco, desde que isolado quimicamente da água onde o peixe está (Ross, 1984).

Embora haja uma diminuição da mobilidade e da resposta a estímulos não é indicada como anestesia geral. Muitos peixes têm tolerância a baixas temperaturas, como é o caso dos peixes de água temperada, mas mesmo esses peixes podem sofrer danos irreversíveis ou até morrer, se a temperatura for muito diminuída (Ross, 1984).

As principais condições para o sucesso dessa anestesia são o controle da temperatura e o resfriamento gradual, uma vez que num resfriamento muito rápido podem ocorrer alterações osmorregulatórias e morte (Ross, 1984).

2.5.1.2- Eletro-anestesia

Na Eletro-anestesia pode-se usar corrente alternada com diferentes ondas ou corrente direta. Ambas são capazes de promover a imobilização, mas seus modos de atuação diferem. Apenas as ondas cinéticas ou corrente direta são efetivas em água do mar (Summerfelt, 1990).

Em geral os efeitos colaterais da eletro-anestesia não diferem das demais formas de anestesia, mas a estimulação elétrica pode promover respostas motoras violentas que podem machucar o peixe caso colida com a parede do tanque em que está contido (Summerfelt, 1990).

2.5.2 – Métodos químicos

2.5.2.1- Anestesia local

Atua numa zona do corpo, mantendo o animal consciente, deixando-a sem sensibilidade. O anestésico mais usado para esse tipo de anestesia é a lidocaína, podendo ser injetada ou aplicada topicamente (Summerfelt, 1990).

2.5.2.2- Anestesia Regional

Atua sobre uma região do corpo, sem promover inconsciência, bloqueando um conjunto de nervos de uma região corpórea. Um anestésico local é utilizado junto a emergência dos nervos da coluna vertebral (Summerfelt, 1990).

2.5.2.3- Anestesia Parenteral

Pode ser feita uma anestesia intravenosa, mas na prática a via mais empregada é a via intramuscular. Ambas são usadas em peixes de grande porte, contidos em aquários de dimensões apreciáveis. Esta anestesia é feita manualmente, com o auxílio de seringas ou pequenos arpões (Wildgoose, 1993).

2.5.2.4- Narcoanestesia

Narcotização ou narcose, é uma forma de anestesia onde o agente utilizado é um narcótico, como por exemplo a morfina, ou outras drogas do grupo dos alcalóides do ópio (Wildgoose, 1993).

Os narcóticos não são usados como verdadeiros anestésicos, provocam adormecimento e são utilizados em cirurgias associados a outros fármacos (Wildgoose, 1993).

2.5.2.5- Anestesia geral ou inalatória

É a anestesia mais aplicada em peixes. Quando misturado à água, o anestésico entra no sistema circulatório através das brânquias, via aparelho respiratório. Os anestésicos mais comuns são a tricaina e o quinaldine, que atuam sobre os centros sensoriais do sistema nervoso central. É preparada uma solução anestésica onde o peixe será colocado e mantido. O anestésico é absorvido pelo aparelho respiratório, vai para o sangue através das brânquias e então chega rapidamente ao sistema nervoso central. A

maior parte do anestésico é eliminado pelas brânquias, parte pelo rim e um pouco pela pele (Summerfelt, 1990).

Essa técnica é a menos indicada para os peixes dipnóicos, que conseguem absorver oxigênio do ar, devido ao fato de os mesmos possuírem uma pequena área branquial e por isso resistirem muito à anestesia (Wildgoose, 1993).

2.5.2.5.1-Agentes inalatórios

Existem diversos agentes inalatórios e seu emprego já foi bastante estudado (doses, tempo de indução, recuperação, toxicidade). Entretanto, devido à enorme diversidade de peixes, recomenda-se que, quando da anestesia de uma espécie ainda não estudada, empreguem-se doses pequenas de anestésico, tomando como base o protocolo anestésico usado em espécies semelhantes (forma do corpo, hábitos) (Summerfelt, 1990).

Quando se estiver trabalhando com anestésico novo, deve-se usar uma dosagem baixa e respeitar a relação concentração/tempo de exposição indicada pelo fabricante (Summerfelt, 1990).

2.5.2.5.2-Preparação

A água usada para o preparo da solução anestésica deve sempre ser a água na qual o peixe estava anteriormente. Caso isso não seja possível, deve-se certificar que a água usada para o preparo da solução está em equivalência de temperatura e pH com a água em que o peixe se encontra (Ross, 1984).

Para procedimentos simples, baixas concentrações são bem efetivas, é possível a imersão e a permanência do peixe na solução. Para procedimentos mais longos ou que necessitem de um grau de anestesia cirúrgica, deve-se usar aparelhos mais complexos (Ross, 1984).

2.5.2.5.3-Manutenção

A qualidade da água deve ser bem cuidada e controlada durante a anestesia inalatória, principalmente o local onde o peixe está sendo mantido e manuseado. A temperatura, nível de oxigênio dissolvido, pH, níveis de amônia e dejetos são os pontos que merecem maior atenção (Wildgoose, 1993).

A água em que o peixe se encontrava antes da anestesia deve ser preservada, para que o mesmo possa retornar ao término do procedimento. Um suprimento de oxigênio (bombas de aeração) deve estar presente nos dois tanques, tanto no que contém a solução anestésica quanto no de recuperação (Wildgoose, 1993).

2.5.2.5.4-Procedimento

A indução deve ser rápida para que ocorram menos alterações comportamentais e fisiológicas no peixe, de acordo com Wildgoose (1993), alguns cuidados devem ser tomados:

- Escolher um agente anestésico que mais se adeque ao procedimento desejado.
- Usar para a preparação da solução a água em que o peixe estava anteriormente, se possível.
- Preparar somente a quantidade desejada para o procedimento.
- Nunca usar soluções mal acondicionadas ou fora do prazo de validade.
- Proteger-se sempre com luvas ao manipular os agentes anestésicos.
- Manter sempre o tanque de recuperação próximo e bem oxigenado.

- Ter sempre à mão materiais que por ventura possam vir a serem usados (seringas, bombas de oxigenação extra, medicamentos).
- Certificar-se que a solução anestésica e o tanque de recuperação estão em igualdade de temperatura e pH.
- O manuseio do peixe deve ser rápido e seguro, porém cauteloso.
- Não ultrapassar concentração e tempo de exposição indicado.
- Interromper o procedimento, levando o peixe para o tanque de recuperação, caso algum imprevisto aconteça (regurgitação, defecação).
- Só dar por encerrado o procedimento quando o peixe estiver totalmente recuperado da anestesia.

2.5.2.5.5-Aplicação direta

Em peixes de grande porte a imersão se torna inviável, devido à impossibilidade de se isolar o peixe ou à quantidade excessiva de anestésico gasta para anestesiá-lo. Neste caso a aplicação deve ser diretamente nas guelras através de uma seringa acoplada a uma bomba difusora (Ross, 1984).

Quando usado por mergulhadores deve-se adicionar um corante ao anestésico para visualização da sua absorção e dissipação (Ross, 1984).

2.5.2.5.6-Sistema de ventilação artificial

Quando o estado de anestesia cirúrgica é necessário por um período prolongado, deve-se fazer uso de aparelhos de monitoração e um sistema de ventilação artificial. Este sistema é bastante usado quando peixes velhos, e ou debilitados precisam passar por procedimentos prolongados (Wildgoose, 1993).

O mais usado é o sistema com recirculação anestésica (Figura 7).

O sistema de ventilação artificial com recirculação anestésica é composto por dois tanques, um com anestésico e o outro sem anestésico; duas bombas d'água submersíveis, para impulsionar a água com anestésico ou sem pelo sistema; uma bomba de ar, para oxigenar os tanques; um sistema de tubos e válvulas, para direcionar e controlar o fluxo dos líquidos no sistema e uma calha (levemente inclinada) com uma esponja úmida, para o posicionamento do peixe durante o procedimento.

Após o peixe ser previamente anestesiado, o mesmo é retirado do tanque e colocado na calha. A partir desse momento deve-se colocar uma mangueira na boca do animal promovendo um fluxo contínuo de água ou anestésico, mantendo a anestesia no estágio desejado.

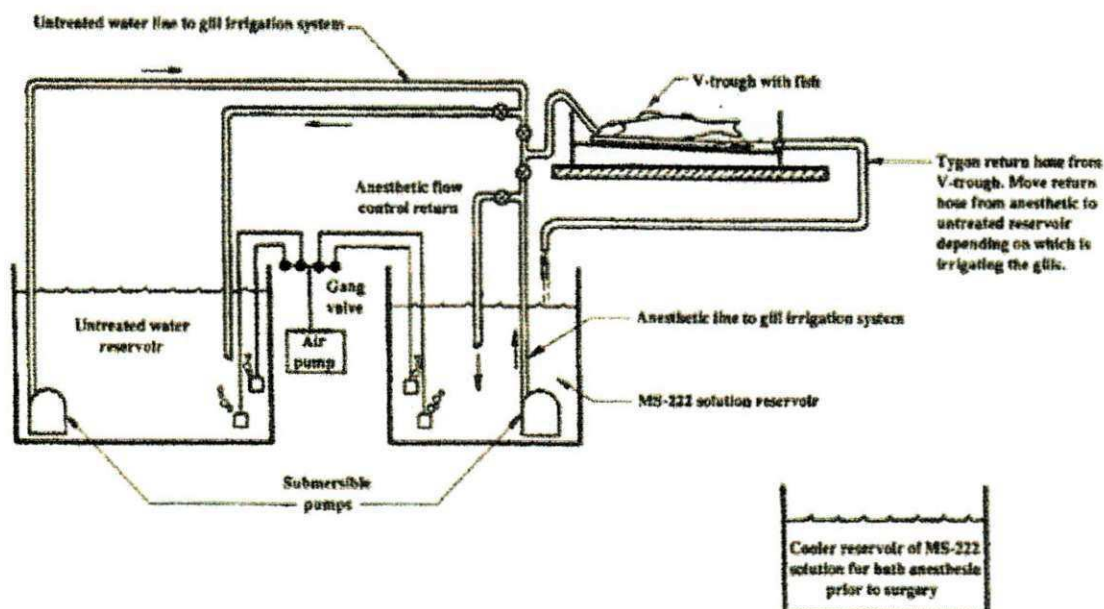


Figura 7 – Sistema de ventilação artificial com recirculação.

2.5.2.5.7-Recuperação

O processo de anestesia é terminado quando o peixe é devolvido a água sem anestésico (água limpa e oxigenada), para que restabeleça suas funções vitais. Alguns anestésicos têm efeito cumulativo e mesmo depois de o peixe ser retirado da solução, o efeito anestésico persiste por algum tempo (Summerfelt, 1990).

Um exemplo disso é o MS-222 que, mesmo depois de o peixe ter sido retirado da solução anestésica, o nível do anestésico continua subindo no cérebro e nos músculos (Summerfelt, 1990).

Portanto, a dose inicial que parecia satisfatória, pode ter progressão e causar uma depressão indesejada, levando a uma eventual redução da respiração, diminuição do fluxo de água pelas brânquias, dos batimentos cardíacos e da pressão sanguínea, podendo causar a morte por hipóxia tecidual (Wildgoose, 1993).

2.5.2.5.8-Ressuscitação de Emergência

Quando o peixe pára de respirar faz-se o uso de um fluxo bucal constante, para retorno da respiração. À medida que a água flui pelas brânquias, a respiração vai aumentando, juntamente com os batimentos cardíacos, fazendo com que o anestésico seja eliminado gradativamente e as funções vitais sejam restabelecidas (Wildgoose, 1993).

2.6 – ANESTÉSICOS MAIS USADOS EM PEIXES

Existem muitos estudos sobre os fármacos usados em peixes, desenvolvendo novos protocolos e melhorando os já existentes. Os fármacos mais empregados atualmente, bem como suas propriedades e dosagens recomendadas, estão listados no Quadro 1 (Ross, 1984).

Quadro 1 – Drogas, efeitos e suas dosagens usadas em peixes (continua).

Droga	Particularidades	Espécies	Dose
MS 222	Pó branco cristalino; forma uma solução ácida; solúvel em água doce e salgada; em solução pode ser guardado por 3 meses; seguro; caro; lipossolúvel; recuperação lenta em animais velhos e prenhes; não se sabe se é tóxico para humanos nas concentrações aplicadas; é alterado pela dureza da água e é o único anestésico liberado nos EUA e Inglaterra.	Carpa Tilápia Outros	20-85 mg/l 60-70 mg/l 20-250 mg/l
Benzocaína	Pó branco cristalino; quase insolúvel em água; solúvel em acetona ou etanol; em solução pode ser guardado por um ano; uso repetitivo não altera o crescimento e ganho de peso; utilizado em água doce e salgada; boa margem de segurança; menos seguro em temperaturas altas; não é afetado pela dureza ou pH da água; lipossolúvel; recuperação lenta em animais velhos e prenhes e não é tóxico para humanos.	Peixe-gato Tilápia Outros	100 mg/l 100 mg/l 25-200 mg/l
Quinaldine	Líquido oleoso amarelo; solubilidade limitada em água; solúvel em acetona ou álcool; irritante; causa danos à córnea; baixo custo por isso é usado em captura de peixes selvagens (em rios e mar). Sulfato de quinaldine – pó amarelo claro; solúvel em água; custo elevado; forma soluções ácidas (sendo misturado com bicarbonato de sódio); menos potente em água com baixa dureza e mais potente em águas quentes; mais efetivo em pH elevado e ineficiente em pH menor que 5; irritante; odor desagradável e não se sabe se é cancerígeno.	Carpa Marinhos tropicais Outros	10-50 mg/l 200 mg/l 2-150 mg/l
Phenoxetol	Líquido oleoso claro; odor desagradável; razoavelmente solúvel em água (bem misturado); após diluído deve ser usado em 3 dias; propriedades bactericidas e fungicidas; relativamente barato; seguro e mais eficiente em baixas temperaturas.	Carpa Outros	0,1-0,5 mg/l 0,1-0,5 mg/l
Metomidato	Fármaco hipnótico; não barbitúrico baseado no imidazol; resultados variáveis em diferentes espécies; baixo poder analgésico e provoca escurecimento de pele em algumas espécies.	Várias espécies	0,5-10 mg/l
Etomidato	Fármaco hipnótico não barbitúrico baseado no imidazol; baixo poder analgésico e é bastante usada em espécies de aquário.	Peixes de aquário	2-4 mg/l
Clove Oil (eugenol)	Bastante solúvel em água quente ou etanol 95%; após diluído deve ser usado em até 3 meses; barato; fácil aquisição; não se sabe se causa danos a humanos e não é desagradável ao manuseio. Aqui-S – Barato; seguro para peixes e humanos; mais eficaz que o clove oil e é novo no mercado.	Carpa Peixe gato Outros Todas espécies	25-100 mg/l 100-150 mg/l 20-100 mg/l 6-17 mg/l
Phentiazaminc	Muito usado no Japão; atua provavelmente deprimindo o sistema nervoso central; em carpas pode ser usado por 72 horas (em baixa concentração).	Carpa Outros	12-40 mg/l 8-30 mg/l
Dióxido de Carbono	Eficácia razoável; analgesia questionável; requer um alto controle dos níveis de oxigênio; requer monitoração por equipamentos e é usado associado com o bicarbonato de sódio acidificado.	Carpa Outros	400 mg/l 120-150 mg/l
Lidocaina	Extensamente utilizado como anestésico local e geral; barato; fácil aquisição e seguro para humanos.	Carpa Outros	100 mg/l 100-150 mg/l

Quadro 1 – continuação.

Halogenados	Devem ser diretamente adicionados à água por aspersão; através de uma agulha hipodérmica; pode ser vaporizado ou borbulhado na água; difícil controle anestésico devido à insolubilidade; voláteis; perigosos para operadores e usados como último recurso ou para eutanásia.	Carpa Outros	0,4-0,75 mg/l 0,5-2 mg/l
-------------	---	-----------------	--------------------------------

Fonte: Ross (1984).

Todas soluções anestésicas devem ser guardadas em frascos escuros e hermeticamente fechados, para que mantenham suas características físico-químicas.

2.7 – EUTANÁSIA

A eutanásia deve ser realizada do modo mais humano possível, não causando dor nem desconforto ao animal. Pode ser realizada pelos processos químico ou físico (Wildgoose, 1993).

O método físico consiste no deslocamento do pescoço do animal, através de torções ou golpes, mas necessita de muita prática para ser realizada com sucesso (Wildgoose, 1993).

O método químico consiste na *overdose* anestésica, podendo ser por injeção ou imersão. Para eutanásia usa-se de 5 ou 10 vezes a dose indicada para anestesia, sendo um processo rápido e eficaz (Wildgoose, 1993).

2.8 – ALTERAÇÕES FISIOLÓGICAS CAUSADAS PELOS ANESTÉSICOS

2.8.1- Efeitos respiratórios

O sistema de ventilação branquial bucal e opercular é estimulado pelo centro respiratório da medula oblonga. Fármacos como a tricaina deprimem a atividade do cérebro e, em alta concentração e ou depois de longa exposição, o anestésico acumulado no cérebro cessa a transmissão de impulsos da medula para as brânquias, causando parada respiratória. A partir daí uma hipóxia tecidual acontece rapidamente, especialmente em altas temperaturas. Quando isso ocorre, o peixe deve ser imediatamente transferido para água sem anestésico. A respiração artificial por ventilação manual das brânquias é indicada, pois permitirá a difusão passiva de substâncias entre o sangue e a água. As brânquias podem ser parcialmente expostas ao ar para permitir uma rápida difusão de oxigênio para seu interior, enquanto as brânquias são mantidas úmidas e o coração continua a funcionar. Nos salmonelídeos a depressão cardíaca ocorre tipicamente alguns minutos depois da parada ventilação. No entanto, o peixe gato intoxicado com quinaldine na temperatura de 25°C mantém o batimento cardíaco por no mínimo 30 minutos após a parada respiratória (Summerfelt, 1990).

Devido a redução da ventilação branquial e no consumo de oxigênio causada pela anestesia, esta é potencialmente perigosa em casos de atividade excessiva, refeição recente ou outras causas fisiológicas (Rajbanshi, 1967, citado por Summerfelt, 1990). Por exemplo, se o peixe é anestesiado depois de ter sido exercitado ou estressado pela captura de um anzol, ele pode morrer durante ou depois da anestesia (Wydaski, 1976, citado por Summerfelt, 1990). Embora acumulação de lactato pela hiperatividade possa causar retardamento da morte, tais ocorrências podem ser reduzidas se o peixe for anestesiado antes de ser manuseado (Black, 1958, citado por Summerfelt, 1990).

A concentração de oxigênio na solução anestésica diminui e se torna um sério problema quando muitos peixes estão sendo anestesiados simultaneamente num mesmo

tanque sem oxigenação adequada. Cada peixe remove parte do oxigênio e anestésico e adiciona dióxido de carbono e amônia à solução (Wildgoose, 1993) e sem a aeração o oxigênio removido não pode ser repostado. Devido à dificuldade de mensuração da taxa de remoção do anestésico e oxigênio da solução, aconselha-se uma aeração da solução anestésica em intervalos freqüentes (McFarland, 1959 citado por Summerfelt, 1990).

Há várias formas de diminuir o risco cardio-respiratório durante procedimentos que requerem anestesia geral. Por exemplo, uma mesa de cirurgia e uma cânula respiratória podem ser usadas para manter um fluxo contínuo de água e anestésico sobre as brânquias, ressaltando que um suprimento de água limpa e bem oxigenada deve estar disponível para prevenir *overdose* anestésica. Na prática o nível da anestesia pode ser ajustado transferindo o peixe da solução anestésica para o tanque de recuperação em intervalos constantes (Wildgoose, 1993).

2.8.2- Alterações cardiovasculares, hematológicas e osmorregulatórias

A influência dos anestésicos no metabolismo do peixe e várias alterações fisiológicas e hematológicas têm sido documentadas. Os níveis cardíacos e de ventilação tendem a diminuir nos salmonelídeos durante anestesia, mas aumentam em outras espécies tais como *Tinca tinca* (Shelton, 1962, citado por Randall, 1987), e a carpa comum. Quando se expôs a truta de água doce à tricaina por 30 segundos, a pressão sanguínea e a atividade ventilatória declinaram, e o batimento cardíaco aumentou (Serfatez 1959, citado por Randall, 1987).

Mudanças durante a anestesia incluem vasodilatação, diminuição no fluxo sanguíneo pelas brânquias, diminuição do pH sanguíneo e aumento do nível de dióxido de carbono no sangue, diminuição da concentração de oxigênio na aorta dorsal e aumento de eritrócitos (Soivio, 1978, citado por Randall, 1987).

Encontraram mudanças nas contagens de linfócitos mas não de eritrócitos, neutrófilos e plaquetas na truta marrom. Houston, (1971), citado por Randall, (1987) observou uma rápida hemoconcentração (aumento da hemoglobina e sólidos totais). Estudos posteriores mostraram que ocorriam alterações semelhantes às causadas pela tricaina nos peixes submetidos a manuseio sem serem anestesiados, as quais foram atribuídas ao *stress* causado pelo manuseio (Randall, 1987).

Com tantas mudanças íons plasmáticas ocorridas na anestesia é de se esperar que poucas mudanças na produção da urina sejam notadas. Kayama (1983) citado por Randall, (1987) notou que a urina da carpa, 2 horas após a anestesia com tricaina tornou-se mais pastosa, no entanto sem alterações dos níveis de nitrogênio

2.8.3- Alterações nervosas

Alguns anestésicos alteram a bomba de sódio e potássio, suprimindo o sódio e aumentando o potássio, aumentando a excitação e bloqueando a condução do impulso nervoso. Essas alterações causam parada na atividade da fibra nervosa, da linha lateral e das ampolas de lorenzine nos tubarões. Com a parada do impulso nervoso, as funções vitais como a respiração e circulação vão sendo deprimidas aos poucos até pararem por completo (Hemsel, 1985, citado por Summerfelt, 1990).

Em algumas espécies como a tilápia, a redução dos impulsos, sensibilidade da pele e outras alterações nervosas chegam a 70 % (Summerfelt, 1990).

3 – CONSIDERAÇÕES FINAIS

Pode-se afirmar que, devido a aplicação de novas técnicas de manejo e diagnóstico (transporte, endoscopia, cirurgia), à anestesia em peixes está sendo bastante estudada e aplicada. Esse estudo faz com que novos fármacos e novos procedimentos proporcionem uma anestesia mais segura, tanto para o peixe, quanto para as pessoas que os manipulem.

4 – REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFIAS

- EVANS, D. H. *The Physiology of Fishes*. New York: CRS PRESS, 1993. 513 p.
- FARREL, A. P.; JONES, D. R. *Fish Fisiology*. San Diego: Academic Press, 1992. Vol XII, 437 p.
- GLOSINE, W. A. *Functional Morfology and Classification of Teleostean Fishes*. Honolulu: University of Hawaii Press, 1971. 208 p.
- MUIR, W. W. *et al. Manual de Anestesia Veterinária*. 3. ed. São Paulo: Artmed, 2001. 432 p.
- RANDALL, D. *et al. Animal Phyiology Mechanisms and Adaptations*. London: CCKERT, 1987. 715 p.
- ROMER, A. S. *The Vertebrate Body*. 3. ed. Philadelphia: W. B. Saunders, 1970. 527 p.
- ROSS, L. G.; ROSS, B. *Anaesthetic and Sedative Thechniques for Fish*. Scotland: University of Stirling, 1984. 35 p.
- SUMMERFELT, R. C.; SMITH, L. S. *Anaesthesia and Surgery; Related Technics*. In: SCHRECK, C. B.; MOYLE, P. B., *Methods for Fish Biology*. California: Bethesda, 1990. 213-245 p.
- TAYLOR, P. V.; ROBERTS, S. D. *Clove Oil: an Alternative Anaesthetic for Aquaculture*. Missouri: North American Journal of Aquaculture, 1999. 61: 150-155 p.
- THIENPONT, D.; NIEMENGEERS, C. J. E. *A New Potent Anaesthetic Agent in Cold Blooded Vertebrates*. Oxfor: Nature, 1965. 1018-1021 p.
- WILDGOOSE, W. H. *Manual of Ornamental Fish*. 2. ed. Hanover: BSAVA, 1993. 453 p.
- GUNN, E. Floudering in the Foibles of Fish Anaesthesia. Publicação *on line* in [Http://www.animal.uq.edu/lecture/anim3002/fish_anaesthesia.pdf](http://www.animal.uq.edu/lecture/anim3002/fish_anaesthesia.pdf), 2000.