

Produtos anestésicos para juvenis de carpa húngara (“*Cyprinus carpio*”)

Anesthetics products for Hungarian Carp fingerlings (“Cyprinus carpio”)

ANSCHAU, Daniel Luis¹; LAZZARI, Rafael^{2*}; COSTA, Silvio Teixeira da²;
DECARLI, Junior Antonio³; UCZAY, Juliano²; LOEBENS, Luíza⁴

¹Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, Departamento de Zootecnia, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil.

²Universidade Federal de Santa Maria, Departamento de Zootecnia e Ciências Biológicas, Palmeira das Missões, Rio Grande do Sul, Brasil.

³Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, Marechal Cândido Rondon, Paraná, Brasil.

⁴Universidade Federal de Santa Maria, Palmeira das Missões, Rio Grande do Sul, Brasil.

*Endereço para correspondência: rlazzari@ufsm.br

RESUMO

Nos procedimentos em piscicultura, os peixes são facilmente estressados nas diferentes etapas de criação. Assim, é importante o uso de anestésicos para prevenir injúrias físicas e promover a redução do metabolismo, resultando em melhor bem-estar aos peixes. O objetivo deste estudo foi analisar a indução anestésica em juvenis de carpa húngara (*Cyprinus Carpio*) expostos a diferentes doses de eugenol (20; 30; 40 e 50mg/L), ketamina (300; 600; 900 e 1200mg/L), xilazina (800; 1100; 2000mg/L) e da associação ketamina/xilazina (300/300; 600/600; 900/900 e 1200/1200mg/L). Cada dosagem foi testada em grupos de dez peixes escolhidos ao acaso (n=10), submetidos individualmente ao banho com anestésico em recipiente contendo 1 litro de água. Todos os procedimentos experimentais foram iguais nos ensaios. Após, foram analisados os tempos de anestesia (TA) e de recuperação (TR). Os anestésicos eugenol, ketamina e a associação ketamina/xilazina permitiram que os juvenis de carpa húngara atingissem a anestesia profunda. Entretanto, os dois últimos produtos testados causaram mortalidade em algumas doses. A xilazina não promoveu anestesia em nenhuma das doses testadas. Dentre os anestésicos testados, o eugenol na dose 50mg/L, demonstrou indução anestésica e tempo de recuperação satisfatório para juvenis de carpa.

Palavras-chave: anestesia, eugenol, ketamina, xilazina

SUMMARY

In the aquaculture procedures, the fishes are easily stressed in different rearing phases. So, is important the use of anesthetics for to prevent physical injuries and promote metabolism decrease, resulting in improved welfare for fish. The aim of this study was analyze the anesthetic induction of Hungarian carp fingerlings (*Cyprinus Carpio*) displayed of the different dosages of eugenol (20, 30, 40 and 50mg/L), ketamine (300, 600, 900 and 1200mg/L), xylazine (800, 1100, 2000mg/L) and the ketamine/xylazine association (300/300, 600/600, 900/900 and 1200/1200mg/L). Each dosage was tested for ten fish, individually subjected to the anesthetic bath with container containing 1 liter of water. All experimental procedures were the same as in the tests. After, it was analyzed the anesthetic time (TA) and the recovery time (TR). The anesthetics eugenol, ketamine and the ketamine/xylazine association allowed the deep anesthesia, but xylazine didn't allow it. Among the anesthetics tested, eugenol at 50mg/L demonstrated better anesthetic induction and recovery time for carp juveniles.

Keywords: anesthesia, eugenol, ketamine, xylazine

INTRODUÇÃO

Na piscicultura intensiva, existem situações de rotina necessárias, como os processos de captura, biometria, carregamento e transporte de peixes. Esses processos provocam perda de escamas, estresse nos animais, diminuição do muco protetor e injúrias no epitélio branquial dos peixes, o que pode permitir a propagação de infecções por bactérias (IWAMA et al., 2004). Por isso, há a necessidade de se utilizar anestésicos, de forma a minimizar esses males aos peixes.

Um anestésico ideal deve proporcionar analgesia rápida (em torno de 3 minutos) e curto tempo de recuperação (por volta de 5 minutos). O método de aplicação deve ser fácil, sem estresse e não ocasionar ataxia, ou outras características indesejáveis para o animal (ROOS & ROOS, 2008). São vários os trabalhos utilizando o eugenol para a indução anestésica de peixes: matrinxã (*Brycon cephalus*) (INOUE et al., 2003), tambaqui (*Colossoma macropomum*) (ROUBACH et al., 2005), pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) (VIDAL et al., 2006), jundiá (*Rhamdia quelen*) (CUNHA et al., 2010). O eugenol possui vantagens pelo seu baixo custo, pelas características antissépticas e a eliminação relativamente rápida do organismo dos peixes (CHO & HEATH, 2000).

A ketamina é um anestésico mais utilizado em humanos e animais mamíferos (ERRANDO, 2004). Há estudos na indução anestésica de peixes com este produto, promovendo sedação, porém sem anestesia profunda em peixes antárticos (BASTOS-RAMOS, 1998). A xilazina é o produto mais empregado nas técnicas de analgesia, em animais domésticos (ALMEIDA et al., 2004), porém há também utilização

do produto associado à ketamina para animais silvestres (MACHADO-JUNIOR et al., 2005).

A carpa húngara (*Cyprinus carpio*) é uma espécie de peixe amplamente difundida para cultivo em pisciculturas do sul do Brasil. Possui características de facilidade para criação, pois resistem a diferentes temperaturas, aceita bem alimentos preparados e rápido crescimento (QUEROL et al., 2005).

Objetivou-se, assim, avaliar o uso de diferentes anestésicos para juvenis de carpa húngara.

MATERIAIS E MÉTODOS

Os ensaios foram realizados nas instalações do Laboratório de Piscicultura da Universidade Federal de Santa Maria (UFSM), município de Palmeira das Missões-RS. Os peixes (150 juvenis) utilizados foram obtidos por meio de reprodução induzida.

Nos dias em que foram submetidos às induções anestésicas, os juvenis apresentavam peso de $6,99 \pm 2,24$ g, comprimento total de $7,41 \pm 0,71$ cm e comprimento padrão $5,87 \pm 0,57$ cm. No período de aclimação, os peixes foram mantidos em tanque de polipropileno (250 litros), em sistema de recirculação, com filtragem biológica e aeração constante.

Durante a manutenção dos peixes, a qualidade da água foi monitorada por meio de análises físico-químicas: temperatura, amônia total, nitrito, oxigênio dissolvido, pH e dureza. Os peixes foram alimentados uma vez ao dia, utilizando-se ração peletizada com 35% de proteína bruta. Diariamente foi realizada sifonagem do tanque renovando 10% do volume de água, para eliminar fezes e resíduos de ração.

O estudo foi dividido em quatro testes de exposição: um com doses de xilazina (800; 1100 e 2000 mg/L), eugenol (20; 30; 40 e 50mg/L), ketamina (300; 600; 900 e 1200mg/L) e associação ketamina/xilazina (300/300; 600/600; 900/900 e 1200/1200mg/L). Cada dosagem foi reproduzida para dez juvenis (n=10) escolhidos ao acaso e submetidos individualmente ao banho com anestésico em um recipiente contendo 1 litro de água para cada dosagem considerada.

A indução anestésica foi mantida até que os peixes atingissem o estágio

anestésico 4 (BOWSER, 2001), sendo registrado o tempo de anestesia (TA) para que atingisse sequencialmente cada um dos estágios (Tabela 1). Os estágios anestésicos foram constatados por meio da promoção de estímulos externos aos peixes, de modo que se pudesse verificar: perda dos reflexos medulares, dificuldade do nado, perda do tônus muscular e demora dos movimentos operculares. Durante a anestesia, os recipientes receberam aeração constante.

Tabela 1. Estágios de Anestesia em peixes¹

Estágio	Descrição	Resposta comportamental
1	Sedação leve	Leve perda da resposta a estímulos externos; movimentos reduzidos, batimentos operculares mais lentos; equilíbrio normal.
2	Sedação profunda	Perda total da reatividade aos estímulos externos, exceto aos mais fortes; leve queda do movimento opercular; equilíbrio normal.
3	Narcorese	Resposta apenas a estímulos táteis fortes e vibratórios; elevação na taxa de movimentos operculares; perda do tônus muscular, nado errático.
4	Anestesia profunda	Perda dos reflexos medulares; movimentos operculares regulares lentos; perda do tônus muscular e equilíbrio.
5	Anestesia cirúrgica	Perda total da resposta a estímulos; movimentos operculares baixos e irregulares; perda dos reflexos; taxa cardíaca muito baixa.
6	Colapso medular	Parada da ventilação; parada cardíaca; morte eventual.

¹Modificado de Bowser (2001).

Após a indução, os peixes foram transferidos para um recipiente com água livre de anestésico, para avaliar o tempo de recuperação (TR). A recuperação foi considerada quando os

juvenis apresentaram retorno parcial do equilíbrio e da capacidade de nadar correspondente ao estágio 3 de recuperação anestésica (Tabela 2).

Tabela 2. Estágios de recuperação anestésica em peixes¹

Estágio	Resposta comportamental
1	Leve recuperação do movimento opercular e movimentos natatório
2	Recuperação do equilíbrio e leve reação a estímulos externos
3	Movimento e equilíbrio natatório normais

¹Modificado de Small et al. (2003).

A análise estatística dos dados foi realizada por meio do pacote estatístico SAS[®]. Em cada estágio, os dados foram submetidos a teste de normalidade (Shapiro-Wilk). Os dados obtidos nos ensaios com eugenol e ketamina foram submetidos ao teste de Dunnett, enquanto que as variáveis obtidas no ensaio com a associação ketamina/xilazina foram submetidas ao teste de Tukey ($p < 0,05$).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Durante a manutenção das carpas, os parâmetros de qualidade da água se mantiveram dentro dos limites aceitáveis para a espécie, de acordo com Bergamin et al. (2010): pH=7,37±0,25; Temperatura pela manhã = 22,69±1,97°C; Temperatura pela tarde = 23,46±1,99°C; Oxigênio dissolvido = 4,50±2,20ppm; Amônia = 0,24±0,27ppm; Nitrito = 0,06±0,02ppm; Alcalinidade = 36±8,16mg CaCO₃/L; dureza = 72,66±16,16mg CaCO₃/L.

Nos experimentos realizados com eugenol, ketamina e associação ketamina/xilazina, os peixes atingiram o estágio de anestesia profunda (BOWSER, 2001). Deve-se ressaltar que o peso dos peixes foi diferente em cada ensaio. Entretanto, este efeito não interferiu os resultados de anestesia obtidos. Em lotes de juvenis com tamanho similar aos utilizados no trabalho, a campo, observa-se essa heterogeneidade de tamanho. Por isso, um produto anestésico deve agir da mesma forma, mesmo em pequenas variações de peso dos peixes. No início da indução, os peixes apresentaram um padrão de hiperatividade descrito por Grush et al. (2004), o qual diminuía no momento em que se detectou o início do efeito anestésico. Durante a indução anestésica foi observada a passagem

sequencial pelos diversos estágios conferidos pelos seguintes padrões comportamentais: redução dos movimentos, batimento opercular lento, perda de reação a estímulos externos, natação errática, perda do tônus muscular, ausência total de reação e movimentos operculares lentos e irregulares. Estes padrões comportamentais produzidos por anestésicos em peixes estão de acordo com os padrões descritos por Ross & Ross (2008).

Já no experimento realizado com a xilazina (doses 800; 1100; 2000mg/L), não foi observada indução anestésica, sendo que os peixes continuavam nadando e reagem vigorosamente aos estímulos externos. Para a carpa, a xilazina não se mostrou eficiente como anestésico. Vidal et al. (2006) verificaram que o eugenol, na concentração de 25mg/L, não produz anestesia profunda em juvenis de bagre do canal e de pintado. Esses autores não detectaram redução dos movimentos operculares após 600 segundos de exposição ao eugenol. A resposta à indução anestésica pode sofrer influências de alguns fatores, onde um deles pode ser o tamanho, pois peixes menores têm uma superfície branquial comparativamente maior do que peixes grandes, desta forma são induzidos à anestesia com uma concentração menor (ROUBACH et al., 2005).

De acordo com Roos & Roos (2008) o mecanismo de ação de um anestésico ideal deve permitir anestesia em menos de três minutos e recuperação em menos de cinco, bem como não demonstrar toxicidade. Dos 3 anestésicos testados que promoveram a indução anestésica para a carpa Húngara, apenas o eugenol (Tabela 3) na dosagem 50mg/L induziu anestesia em menos de 3 minutos (anestesia em 2,63min). Quanto ao tempo de recuperação em menos de

cinco minutos, este pode ser constatado também para o eugenol, em todas as suas dosagens (20mg/L em 4,54min; 30mg/L em 3,62min; 40mg/L em

3,06min 50mg/L em 4,83min). Não foi observada mortalidade pelo uso deste anestésico.

Tabela 3. Valores biométricos, tempo de anestesia (TA) e tempo de recuperação de juvenis de carpa Húngara submetidos a diferentes concentrações de eugenol

Variáveis	Doses de eugenol (mg/1000ml)				P
	20	30	40	50	
Peso (g)	8,31±1,74	8,39±1,14	9,80±2,18	11,28±2,13*	0,0025
CT (cm)	7,90±0,51	8,01±0,42	8,16±0,89	8,77±0,52*	0,0152
CP (cm)	6,17±0,44	6,21±0,29	6,72±0,72	6,91±0,46*	0,0040
EST.1(min)	0,46±0,12	0,62±0,24*	0,27±0,07*	0,21±0,05*	0,0001
EST.2(min)	0,81±0,12	1,00±0,33	0,63±0,12	0,50±0,11*	0,0001
EST.3(min)	1,03±0,11	1,38±0,47*	1,04±0,22	0,83±0,08	0,0006
EST.4(min)	1,28±0,14	1,74±0,61*	1,32±0,14	1,09±0,07	0,0007
TR (min)	4,54±0,81	3,63±1,15	3,06±0,67*	4,83±1,14	0,0007

NS = não significativo ($p>0,05$). Médias assinaladas por * indicam diferença significativa em relação a dose 20 (controle).

CT = comprimento total; CP = comprimento padrão; EST = estágio de anestesia; TR = tempo de recuperação.

A dose 50mg/L de eugenol observada neste estudo, é similar a recomendada para a indução de juvenis de matrinxã (VIDAL et al., 2007a), pacu (*Piaractus mesopotamicus*) (GONÇALVES et al., 2008), lambari (*Astyanax altiparanae*) (SILVA, 2009) e jundiá (*Rhamdia quelen*) (CUNHA et al., 2010). Para a tilápia, Vidal et al. (2008) relata que 75mg por litro de água são suficientes para a rápida indução anestésica. Em Piavuçu (*Leporinus macrocephalus*) a dose 37,5mg/L é capaz de induzir a anestesia profunda em cerca de um minuto (VIDAL et al., 2007b).

Para a ketamina, todos os tempos de indução foram superiores a três minutos, em todas as dosagens (Tabela 4). A única dosagem que permitiu recuperação em menos de 5 minutos foi a de 300mg/L (3,61 min). E quanto ao tempo de recuperação das demais dosagens, todas estiveram acima do

tempo ideal (600mg/L em 5,15min; 900mg/L em 6,27min; 1200mg/L em 6,44min).

Outro fator observado para a ketamina foi a mortalidade de cinco peixes (3 na dose 600mg/L; 2 para 1200mg/L) representando uma taxa de toxicidade de 12,5%. Provavelmente essa mortalidade pode ter sido ocasionada pelo tempo de recuperação estar acima dos 5 minutos. Os anestésicos podem afetar o sistema nervoso central, atuando sobre o córtex cerebral (SUMMERFELT & SMITH, 1990). O aumento tempo de exposição ao anestésico faz com que o mesmo difunda os seus efeitos por meio do tronco cerebral para o centro respiratório medular e da medula espinhal, podendo ocorrer deficiências respiratórias e colapsos medulares, ocasionando mortalidade (SUMMERFELT & SMITH, 1990).

Tabela 4. Valores biométricos, tempo de anestesia (TA) e tempo de recuperação de juvenis de carpa Húngara submetidos a diferentes concentrações de KETAMINA

Variáveis	Doses de KETAMINA (mg/1000ml)				P
	300	600	900	1200	
Peso (g)	8,34±3,14	5,10±0,91*	4,54±0,19*	5,19±0,56*	<,0001
CT (cm)	7,84±0,80	6,81±0,30*	6,57±0,15*	6,94±0,19*	<,0001
CP (cm)	6,04±0,55	5,61±1,25	5,09±0,11*	5,32±0,16	0,0251
EST.1 (min)	0,74±0,36	0,99±0,32	0,74±0,12	0,49±0,19	NS
EST.2 (min)	1,18±0,43	1,50±0,35	1,14±0,18	0,97±0,20	NS
EST.3 (min)	1,94±0,85	2,19±0,52	1,66±0,28	1,27±0,28*	0,0036
EST.4 (min)	3,55±1,43	3,66±1,73	2,14±0,40*	1,69±0,39*	0,0005
TR (min)	3,62±1,18	5,15±1,70	6,27±1,51*	6,45±0,71*	0,002

NS = não significativo ($p>0,05$). Médias assinaladas por * indicam diferença significativa em relação a dose 300 (controle).

CT = comprimento total; CP = comprimento padrão; EST = estágio de anestesia; TR = tempo de recuperação.

Para lambaris de rabo amarelo (*Astyanax altiparanae*), submetidos a dose de 125mg/L de benzocaína, ocorreu anestesia profunda rapidamente e tempo de recuperação de 5,1 minutos. Entretanto, os peixes apresentaram mortalidade sete dias após a indução (GIMBO et. al., 2008). Alguns anestésicos como a benzocaína podem promover um aumento nos níveis de cortisol plasmático, na taxa de hemoglobina e no número de eritrócitos em peixes (BOLASINA, 2006). Esses parâmetros são indicadores de estresse e

podem resultar do estímulo direto ao eixo hipotálamo-pituitária interrenal, o que explicaria a mortalidade presente mesmo em peixes submetidos a procedimentos de anestesia.

A associação de ketamina/xilazina (Tabela 5) permitiu tempo anestésico ideal apenas para a dosagem 1200/1200mg/L (2,86min). Para as demais dosagens os tempos de indução superaram os 3 minutos (300/300mg/L em 7,1min; 600/600mg/L em 4,81min e 900/900mg/L em 4,81min).

Tabela 5. Valores biométricos, tempo de anestesia (TA) e tempo de recuperação de juvenis de carpa Húngara submetidos a diferentes concentrações de KETAMINA+XILAZINA

Variáveis	Doses de KETAMINA+XILAZINA (mg/1000ml)				P
	600	1200	1800	2400	
Peso (g)	6,1±1,1 ^{ab}	4,57±1,0 ^c	4,9±0,8 ^{bc}	7,2±1,8 ^a	0,0001
CT (cm)	7,0±0,4 ^{ab}	6,6±0,5 ^b	6,8±0,4 ^b	7,5±0,6 ^a	0,0022
CP (cm)	5,4±0,4 ^b	5,4±0,3 ^{ab}	5,4±0,4 ^b	6,0±0,6 ^a	0,0167
EST.1(min)	0,87±0,24 ^a	0,59±0,28 ^b	0,55±0,05 ^b	0,41±0,11 ^b	<,0001
EST.2(min)	1,49±0,20 ^a	0,95±0,36 ^b	0,99±0,15 ^b	0,60±0,10 ^c	<,0001
EST.3(min)	2,01±0,19 ^a	1,39±0,41 ^b	1,35±0,27 ^b	0,78±0,09 ^c	<,0001
EST.4(min)	2,79±0,52 ^a	1,89±0,46 ^b	1,93±0,49 ^b	1,07±0,11 ^c	<,0001
TR (min)	3,08±0,52 ^b	3,88±0,71 ^b	11,26±0,44 ^a	7,25±4,82 ^{ab}	0,0013

NS = não significativo ($p>0,05$). Médias com letras diferentes indicam diferença significativa, na linha. CT = comprimento total; CP = comprimento padrão; EST = estágio de anestesia; TR = tempo de recuperação.

Quanto a recuperação as dosagens 300/300 e 600/600mg/L apresentaram tempo ideal (3,07min e 3,87min, respectivamente), enquanto as demais superaram os cinco minutos (900/900mg/L em 11,26min; 1200/1200mg/L em 7,25min). Foi observada uma taxa de 22,5% de toxicidade, já que houve mortalidade de nove peixes (2 na dose 300/300mg/L; 4 na dose 600/600mg/L; 3 na dose 900/900mg/L).

O eugenol demonstrou ter tempos de indução e recuperação anestésica ideais, além de não apresentar toxicidade. Já a ketamina, não esteve tão adequada aos tempos de indução, e apresentou tempo de recuperação de acordo para a dose 300mg/L. Para a associação ketamina/xilazina observou-se que foi satisfatório o tempo de indução da dosagem 1200/1200mg/L e também os tempos de recuperação para as dosagens 300/300 e 600/600mg/L.

É preciso analisar o fato de que anestésicos necessitam ter eficácia e segurança comprovada para uso em peixes destinados à indústria alimentícia, a fim de proteger tanto os consumidores, quanto as espécies de peixes e o meio ambiente. Um programa nacional de licenciamento no uso de anestésicos seria de fundamental valor, contudo exigiria um alto nível de investimento em pesquisas e experimentos para delinear parâmetros legais. Além disso, deve-se ponderar, em todas as situações, o custo de cada produto.

Dentre os três anestésicos testados, o eugenol se mostrou o mais adequado, pois não ocasionou mortalidade, proporcionou tempo de recuperação adequado em todos os níveis testados. Porém, tornam-se necessários trabalhos futuros que envolvam análise sensorial, para averiguar se o eugenol ocasiona modificações organolépticas na carne da carpa húngara. De acordo com os

resultados obtidos, recomenda-se a utilização de eugenol na dose 50mg/L para juvenis de carpa húngara.

REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, R.M.; VALADÃO, C.A.A.; MORENO, J.C.D.; FARIAS, A.S.; ALMEIDA A.H. Efeitos da administração epidural de amitraz, xilazina ou dimetil sulfóxido em vacas. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.56, n.6, p.723-732, 2004.
- BASTOS-RAMOS, W.P.; GONÇALVES, N.M.F.; BACILA, M. Anesthesia and analgesia in Antarctic fish: an experimental approach. **Archives of Veterinary Science**, v.3, n.1, p.95-100, 1998.
- BERGAMIN, G.T.; RADÜNZ-NETO, J.; EMANUELLI, T.; LAZZARI, R.; MASCHIO, D.; KNAPP, V. Substituição da farinha de carne suína por fontes vegetais em dietas para carpa-húngara. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.45, p.1189-1197, 2010.
- BOLASINA, S.N. Cortisol and hematological response in Brazilian codling, *Urophycis brasiliensis* (Pisces, Phycidae) subjected to anesthetic treatment. **Aquaculture International**, v.14, p.569-575, 2006.
- BOWSER, P.R. **Anesthetic options for Fish. In: Recent Advances in Veterinary Anesthesia and Analgesia: companion animals.** International Veterinary Information Service. 2001. Disponível em: <<http://docentes.esa.ipcb.pt/amrodrig/aneesthesia.pdf>> Acesso em: 17 jan. 2012.

CHO, G.K.; HEATH, D.D. Comparison of tricaine methanesulphonate (MS222) and clove oil anaesthesia effects on the physiology of juvenile Chinook salmon *Oncorhynchus tshawytscha* (Walbaum). **Aquaculture Research**, v.31, p.537-546, 2000.

CUNHA, M.A.; ZEPPEFELD, C.C.; GARCIA, L.O.; LORO, V.L.; FONSECA, M.B.; EMANUELLI, T.; VEECK, A.P.L.; COPATTI, C.E.; BALDISSEROTTO, B. Anesthesia of silver catfish with eugenol: time of induction, cortisol response and sensory analysis of fillet. **Ciência Rural**, v.40, n.10, p.2107-2114, 2010.

GIMBO, R.Y.; SAITA, M.V.; GONÇALVES, A.F.N.; TAKAHASHI, L.S. Diferentes concentrações de benzocaína na indução anestésica do lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) **Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal** [online], v.9, n.2, p.350-357, 2008.

GONÇALVES, A.F.N.; SANTOS, E.C.C.; FERNANDES, J.B.K.; TAKAHASHI, L.S. Mentol e eugenol como substitutos da benzocaína na indução anestésica de juvenis de pacu. **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, v.30, n.3, p.339-344, 2008.

GRUSH, J.; NOAKES, D.L.G.; MOCCIA, R.D. The efficacy of clove oil as an anesthetic for the zebrafish, *Danio rerio* (Hamilton). **Zebrafish**, v.1, p.46-53, 2004.

INOUE, L.A.K.A.; SANTOS NETO, C. dos; MORAES, G. Clove oil as anaesthetic for juveniles of matrixã *Brycon cephalus* (Gunther, 1869). **Ciência Rural**, v.33, n.5, p.943-947, 2003.

IWAMA, G.K.; AFONSO, L.O.B.; VIJAYAN, M.M. Stress in fish. In: AQUANET WORKSHOP ON FISH WELFARE, 2004, Canada. **Anais...** Canada: Campbell River, B.C. 2004. 278p.

MACHADO JÚNIOR, A.A.N.; SOUSA, A.L.; CARVALHO, M.A.M.; SANTOS, F.C.F.; ALVES, F.R. Anatomia do fígado e vias bilíferas do muçunã (*Kinosternon scorpioides*) **Archives of Veterinary Science**, v.10, n.2, p.125-133, 2005

QUEROL, M.V.M.; QUEROL, E.; PESSANO, E.F.C.; AZEVEDO, C.L. de. Ocorrência da carpa húngara, *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758) e disseminação parasitária, no Arroio Felizardo, bacia do médio Rio Uruguai, Uruguaiana, RS, Brasil. **Biodiversidade Pampeana**, v.3, p.21-23, 2005.

ROSS, L.G.; ROSS, B. **Anaesthetic and sedative techniques for aquatic animals**. 2.ed. London: Blackwell, 1999. 159 p.

ROUBACH, R.; GOMES, L. C.; FONSECA, F.A.L.; VAL, A.L. Eugenol as an efficacious anaesthetic for tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier). **Aquaculture Research**, v.36, n.11, p.1056-1061, 2005.

SILVA, E.M.P.; OLIVEIRA, R.H.F.; RIBEIRO, M.A.R.; COPPOLA, M.P. Efeito anestésico do óleo de cravo em juvenis de lambari. **Ciência Rural**, v.39, n.6, p.1851-1856, 2009.

SMALL, B.C. Anesthetic efficacy of metomidate and comparison of plasma cortisol responses to tricaine methanesulfonate, quinaldine and clove oil anesthetized channel catfish *Ictalurus punctatus*. **Aquaculture**, v.218, p.177-185, 2003.

SUMMERFELT, R.C.; SMITH, L.S.
Anesthesia, surgery and related
techniques. In: SCHRECK, C.B.;
MOYLE, P.B. (Eds.). **Methods for fish
biology**. Maryland: American Fisheries
Society, 1990. p.213-278.

VIDAL, L.V.O.; ALBINATI, R.C.B.;
ALBINATI, A.C.L.; LIRA, A.D.;
ALMEIDA, T.R. SANTOS, G.B.
Eugenol como anestésico para a tilápia-
do-nilo. **Pesquisa Agropecuária
Brasileira**, v.43, n.8, p.1069-1074,
2008.

VIDAL, L.V.O.; FURUYA, W.M.;
GRACIANO, T.S.; SCHAMBER, C.R.;
SANTOS, L.D.; SOARES, C.M.
Concentrações de eugenol para a
anestesia profunda e toxicidade aguda em
juvenis de piavuçu (*Leporinus
macrocephalus*) **Acta Scientiarum
Biological Sciences**, v.29, n.4, p.357-
362, 2007a

VIDAL, L.V.O.; FURUYA, W.M.;
GRACIANO, T.S.; SCHAMBER, C.R.;
SILVA, L. C.R.; SANTOS, L.D.;
SOUZA, S.R. Eugenol como anestésico
para juvenis de matrinxã (*Brycon
cephalus*). **Revista Brasileira de Saúde
e Produção Animal** [online], v.8, n.4,
p.335-342, 2007b.

VIDAL, L.V.O.; ALBINATI, R.C.B.;
ALBINATI, L.A.C.; E MECÊDO, G.R.
Utilização do eugenol como anestésico
para manejo de juvenis de pintado
(*Pseudoplatystoma coruscans*). **Acta
Scientiarum Biological Sciences**, v.28,
n.3, p.275-279, 2006.

Data de recebimento: 22/09/2013

Data de aprovação: 27/06/2014