

**UYARA DUARTE VIEIRA**

**RESPOSTA DE ESTRESSE E MORTALIDADE EM LAMBARIS-DO-  
RABO-AMARELO (*Astyanax altiparanae*) (Garutti & Britski, 2000)  
SUBMETIDOS À REDUÇÃO DA TEMPERATURA DA ÁGUA**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, para obtenção do título de Magister Scientiae.

**VIÇOSA  
MINAS GERAIS – BRASIL  
2015**

Ficha catalográfica preparada pela Biblioteca Central da Universidade Federal de  
Viçosa - Câmpus Viçosa

T

V657r  
2015  
Vieira, Uyara Duarte, 1986-  
Resposta de estresse e mortalidade em lambaris-do-rabo-amarelo  
(*Astyanax altiparanae*) (Garutti & Britski, 2000) submetido à redução  
da temperatura da água / Uyara Duarte Vieira. - Viçosa, MG, 2015.  
xv, 30f. : il. ; 29 cm.

Inclui anexo.

Orientador: Ana Lúcia Salaro.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.

Referências bibliográficas: f. 18-30.

1. Lambari (Peixe). 2. Peixe - Efeito da temperatura da água. 3.  
Peixe - Mortalidade. I. Universidade Federal de Viçosa. Departamento  
de Biologia Animal. Programa de Pós-graduação em Biologia Animal.  
II. Título.

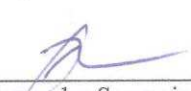
CDD 22. ed. 597.48

UYARA DUARTE VIEIRA


**RESPOSTA DE ESTRESSE E MORTALIDADE EM LAMBARIS-DO-  
RABO-AMARELO (*Astyanax altiparanae*) (Garutti & Britski, 2000)  
SUBMETIDOS À REDUÇÃO DA TEMPERATURA DA ÁGUA**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

APROVADA: 18 de Junho de 2015.

  
\_\_\_\_\_  
Jener Alexandre Sampaio Zuanon  
(Coorientador)

  
\_\_\_\_\_  
Róberson Sakabe

  
\_\_\_\_\_  
Ana Lúcia Salato  
(Orientadora)

## DEDICATÓRIAS

Dedico à **Deus**,

...pois foi Ele quem abriu as portas para que eu ingressasse no mestrado e me capacitou para concluí-lo.

À minha mãe, **Anita**,

...que esteve ao meu lado em cada minuto desta etapa e segurou minhas mãos para que eu não desistisse.

Ao meu pai, **Pedro**,

...que mesmo distante sempre se fez tão presente me apoiando incondicionalmente.

Ao meu marido, **Raphael**,

...por todo sacrifício, por ter suportado tantas lágrimas e tanta saudade para que eu pudesse realizar meu sonho.

E à minha razão de viver, minha VIDA, minha **Lavínia**,

...por ter me ensinado o que é o amor e por ter me proporcionado momentos tão felizes em dias tão difíceis.

Vocês são minha razão de viver e sem vocês eu não conseguiria realizar este sonho, eu AMO vocês!

“Aleluia! Bem-aventurado o homem que teme ao **SENHOR** e se compraz nos seus mandamentos.  
A sua descendência será poderosa na terra; será abençoada a geração dos justos.  
Na sua casa há prosperidade e riqueza, e a sua justiça permanece para sempre.  
Ao justo, nasce luz nas trevas; ele é benigno, misericordioso e justo.  
Ditoso o homem que se compadece e empresta; ele defenderá a sua causa em juízo;  
Não será jamais abalado; será tido em memória eterna.  
Não se atemoriza de más notícias; o seu coração é firme, confiante no **SENHOR**.  
O seu coração, bem firmado, não teme, até ver cumprido, nos seus adversários, o seu desejo.  
Distribui, dá aos pobres; a sua justiça permanece para sempre, e o seu poder se exaltará em glória.  
O perverso vê isso e se enraivece; range os dentes e se consome; o *desejo dos perversos perecerá.*”

Bíblia Sagrada – Salmo 112

*“Grata sou a Deus, pois grandes coisas Ele fez por mim”*

## **AGRADECIMENTO ESPECIAL**

À professora **Ana Lúcia Salaro**,

...por toda dedicação, paciência e perseverança. Por não só me dizer o caminho onde deveria andar, mas também por me ensinar a andar nele. Por ser um exemplo de que conseguimos chegar até o alvo quando batalhamos por ele.

Muito obrigada por todos os ensinamentos, irei leva-los para VIDA.

## AGRADECIMENTOS

À **Deus** por ser tão amoroso, bondoso, misericordioso e maravilhoso comigo, me dando muito mais do que eu já imaginei ter;

À **Universidade Federal de Viçosa**, pela estrutura e oportunidade para realização da minha Pós-Graduação em Biologia Animal, possibilitando a conquista do título de Mestre;

À **Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES)** pela concessão da bolsa de estudo;

À **Fundação de Amparo à pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG)** e ao **Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq)**, por financiarem parte deste projeto e por fornecer bolsa de Iniciação Científica ao aluno de graduação que me acompanhou neste projeto;

À **Profa. Dra. Ana Lúcia Salaro** pela orientação, dedicação e ensinamentos, durante o mestrado;

Ao **Prof. Dr. Jener Alexandre Sampaio Zuanon** pela coorientação, pelos socorros com todos os materiais que o pedi, sempre disposto a ajudar, pelas análises estatísticas e por ter me ensinado tanto com toda sua paciência e sabedoria;

Ao **Prof. Dr. Galileu Crovatto Veras** pela coorientação e esclarecimentos.

Ao **Prof. Dr. Edênio Detmann** por disponibilizar o Laboratório de Análise de Alimentos do Departamento de Zootecnia, para realização das análises bromatológicas das amostras de rações;

Ao **Prof. Dr. Jorge Abdala Dergam dos Santos** pela atenção, educação, compreensão, amizade e por disponibilizar o Laboratório de Sistemática Molecular – Beagle – Biologia Animal, para centrifugação das amostras sanguíneas e também aos **seus orientados** pela educação e disponibilidade em ensinar-me e tirar dúvidas quando precisei;

Ao **Prof. Dr. Sergio Luiz Pinto da Matta**, por disponibilizar o Laboratório de Biologia Estrutural – Biologia Geral, para que eu pudesse realizar a centrifugação das amostras sanguíneas;

Às técnicas do Laboratório de Análise de Alimentos do Departamento de Zootecnia, **Vera Lúcia da Silva** e **Aline Sales Bernardino** e à mestranda **Juliana** pelas enormes ajudas e pela disponibilidade em me ensinar a fazer as análises das minhas amostras de rações;

À **Profa. Dra. Luciana Navajas Rennó** por disponibilizar o Laboratório de Fisiologia e Reprodução Animal – Departamento de Zootecnia e ao **Sr. Carlos** por realizar as análises de cortisol das minhas amostras de plasma sanguíneo com tanta presteza;

Aos Professores membros da banca examinadora **Prof. Dr. Jener Alexandre Sampaio Zuanon** e ao **Prof. Dr. Róberson Sakabe** por todos esclarecimentos e grande contribuição, vocês fizeram toda diferença;

Ao estudante de Iniciação Científica **André Luis Fialho Ladeira**, que participou de toda esta trajetória, sendo não apenas meu braço direito, mas também minha perna e o lado direito do meu cérebro, sempre com toda sua educação, paciência, boa vontade, disponibilidade e alegria, muito obrigada por toda amizade;

Aos funcionários do Setor de Piscicultura da UFV, **João Antônio de Oliveira** e **José Francisco** por toda educação, disponibilidade e boa vontade em me ajudar todas as vezes que precisei;

Ao secretário do Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal **Adnílson Brasileiro**, por me tratar sempre com muita educação, com todo trabalho que dei e sempre disposto a ajudar;

À **Profa. Dra. Glisele Mendes Lessa Del Giudice**, por me socorrer nas horas difíceis e sempre resolver os problemas, por maiores que eles parecessem e também pela preocupação comigo como mãe estando no mestrado;

Ao funcionário aposentado do Departamento de Biologia Animal **Helvécio de Freitas** e aos funcionários do Laboratório de Zoologia – Biologia Animal, **Geraldo Pereira Filho** e à **Emília Wakain de Almeida Costa**, por toda ajuda, cafezinhos, conversas e amizade;

Aos funcionários da Secretaria do Departamento de Biologia Animal **Nilo Souza** e **Lúcia Helena Campos**, por esclarecer dúvidas, ajudar quando precisei e ceder materiais quando pedi;

Aos pós-graduandos em Biologia Animal, **José Carlos de Oliveira Junior, Willian Chaves, Sendy Moreira Reis, Márcio Yoshiyuki Kanashiro, Renato Barbosa Ferraz, Mariana Molica Silveira, Isabel Gertrudes Arrigui de Araújo Neves**, ao pós-graduando em Zootecnia da Universidade Estadual de Maringá **Daniel Abreu Vasconcelos Campelo**, à pós-graduanda em Biologia geral **Pollyana de Moraes França Ferreira**, ao Mestre em Biologia Animal **Alfredo Rubén Palomino Ramos**, pela grande amizade, companheirismo e ajuda prestada sempre que pedi, com certeza sem vocês as coisas seriam bem mais difíceis;

Aos estudantes de Iniciação Científica e estagiários do Setor de Piscicultura do Departamento de Biologia Animal **José Francisco Luciano, André Luiz Fialho Ladeira, Cristiana Leonor da Silva Carneiro**, pela colaboração durante o experimento e amizade;

Às minhas amigas irmãs **Bianca de Jesus Souza e Juliana de Jesus Souza**, por toda amizade e força;

À minha vovó, **Mariana Nogueira Vieira** pela confiança;

À minha tia **Luzia Lopes Duarte Tavares**, por desempenhar o papel tão importante de cuidar do bem mais precioso que tenho, sempre com tanto amor, carinho, paciência (como ninguém) e dedicação;

À minha prima **Lizandra Rafaela Lopes Tavares**, pelo carinho e amizade;

Aos meus pais, **Pedro Max Vieira e Anita Lopes Duarte**, pelo amor, carinho, confiança, apoio e exemplo;

Ao meu marido **Raphael Goulart Irineu Brito**, pelo apoio, amor, carinho, compreensão e amizade;

À minha filha **Lavínia Duarte Vieira Goulart Brito**, por me ensinar o que é o amor e tornar minhas manhãs, noites e finais de semana muito mais felizes e por me receber sempre com um lindo sorriso no rosto que me animava e deixava feliz, por mais cansada ou triste que eu estivesse;

À **Todos os Parentes e amigos**, por acreditarem em mim, pela força e carinho.

## **BIOGRAFIA**

UYARA DUARTE VIEIRA, filha de Pedro Max Vieira e Anita Lopes Duarte, nasceu em 05 de Julho de 1986 na cidade de Belo Horizonte, MG.

Graduou-se em Zootecnia, em Fevereiro de 2012 pela Universidade Federal de Viçosa (UFV).

Ingressou no programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, em nível de Mestrado, em Abril de 2013, pelo Departamento de Biologia Animal na Universidade Federal de Viçosa (UFV), defendendo a dissertação em Junho de 2015.

## SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS .....	x
LISTA DE FIGURAS .....	xi
LISTA DE ANEXOS.....	xi
RESUMO.....	xii
ABSTRACT.....	xiv
INTRODUÇÃO .....	1
MATERIAL E MÉTODOS .....	2
<i>Delineamento experimental</i> .....	3
<i>Peixes e Condições experimentais</i> .....	3
<i>Avaliações comportamentais, coloração e taxa de mortalidade</i> .....	5
<i>Análises sanguíneas</i> .....	5
<i>Análise Estatística</i> .....	6
RESULTADOS.....	6
<i>Qualidade da água</i> .....	6
<i>Avaliações comportamentais, coloração e taxa de mortalidade</i> .....	9
<i>Análises sanguíneas</i> .....	10
DISCUSSÃO .....	12
CONCLUSÃO .....	16
AGRADECIMENTOS .....	17
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	18
ANEXOS .....	30

## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 1:</b> Composição químico-bromatológica da dieta comercial extrusada utilizada na alimentação dos lambaris-do-rabo-amarelo ( <i>Astyanax altiparanae</i> ) em crescimento submetidos às diferentes temperaturas da água. ....	4
<b>Tabela 2:</b> Composição químico-bromatológica da dieta comercial extrusada utilizada na alimentação dos lambaris-do-rabo-amarelo ( <i>Astyanax altiparanae</i> ) em terminação submetidos às diferentes temperaturas da água. ....	4
<b>Tabela 3:</b> Valores observados de pH, oxigênio dissolvido e amônia tóxica da água dos aquários nas temperaturas de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C para os lambaris-do-rabo-amarelo ( <i>Astyanax altiparanae</i> ) em crescimento e terminação. ....	8
<b>Tabela 4:</b> Taxa de mortalidade dos lambaris-do-rabo-amarelo ( <i>Astyanax altiparanae</i> ) nas fases de crescimento e terminação a cada 24 horas, nas temperaturas de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C. ....	10

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1:</b> pH médio da água dos aquários dos lambaris-do-rabo-amarelo ( <i>Astyanax altiparanae</i> ) em crescimento nas temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C. ....	7
<b>Figura 2:</b> Oxigênio dissolvido médio da água dos aquários dos lambaris-do-rabo-amarelo ( <i>Astyanax altiparanae</i> ) em crescimento nas temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C. ....	7
<b>Figura 3:</b> pH médio da água dos aquários dos lambaris-do-rabo-amarelo ( <i>Astyanax altiparanae</i> ) em terminação nas temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C. ....	8
<b>Figura 4:</b> Oxigênio dissolvido médio na água dos aquários dos lambaris-do-rabo-amarelo ( <i>Astyanax altiparanae</i> ) em terminação nas temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C. ....	8
<b>Figura 5:</b> Concentração média de lactato sanguíneo de lambaris-do-rabo-amarelo ( <i>Astyanax altiparanae</i> ) em crescimento submetido às temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C. ....	11
<b>Figura 6:</b> Concentração média de lactato sanguíneo de lambaris-do-rabo-amarelo ( <i>Astyanax altiparanae</i> ) em terminação submetidos às temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C. ....	11
<b>Figura 7:</b> Concentração média de cortisol plasmático de lambaris-do-rabo-amarelo ( <i>Astyanax altiparanae</i> ) em crescimento submetidos às temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C. ....	12

## LISTA DE ANEXOS

<b>Anexo 1:</b> Certificado do uso de animais de produção CEUAP/UFV .....	300
---	-----

## RESUMO

VIEIRA, Uyara Duarte, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, junho de 2015. **Resposta de estresse e mortalidade em lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) (Garutti & Britski, 2000) submetidos à redução da temperatura da água.** Orientadora: Ana Lúcia Salaro. Coorientadores: Jener Alexandre Sampaio Zuanon, e Galileu Crovatto Veras.

Com este estudo, objetivou-se avaliar a resposta de estresse e a mortalidade em lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) nas fases de crescimento e terminação submetidos a redução da temperatura da água. Foram realizados dois experimentos, sendo o primeiro com lambaris-do-rabo-amarelo em fase de crescimento ( $4,25 \pm 0,75g$  e  $5,45 \pm 0,08cm$ ) e o segundo com lambaris em fase de terminação ( $7,25 \pm 0,75g$  e  $6,56 \pm 0,08cm$ ). Inicialmente os peixes foram aclimatados a temperatura de  $27^{\circ}C$  por 21 dias. Em ambos os experimentos, utilizou-se delineamento inteiramente casualizado com seis tratamentos 27, 23, 19, 15, 11 e  $7^{\circ}C$  (temperaturas da água) e seis repetições. Os peixes foram distribuídos em seis aquários com 10L de água cada, os quais foram alocados em Câmara Incubadora B.O.D para controle da temperatura da água, utilizando-se as densidades de estocagem de 8,5 e 8,7 g/L, respectivamente, para o primeiro e segundo experimento. Os peixes passaram por um período de 72 horas na temperatura de  $27^{\circ}C$  para adaptação às condições experimentais e em seguida foram submetidos às temperaturas testes por mais 96 horas. Os lambaris-do-rabo-amarelo foram alimentados e avaliados quanto à taxa de mortalidade, os comportamentos alimentar e natatório, posição no aquário e coloração do corpo e das nadadeiras a cada 24 horas. Ao final das 96 horas de cada tratamento foram analisados os parâmetros de qualidade da água e coletadas amostras de sangue para as análises de glicemia e lactato sanguíneos e cortisol plasmático. Os dados obtidos foram avaliados por análise de variância (ANOVA) e em caso de significância ( $P < 0,05$ ), submetidos à análise de regressão. Foi adotada como temperatura letal aquela que antecedeu a mortalidade de 50% dos peixes. Houve aumento significativo do pH e do oxigênio dissolvido na água com a diminuição da temperatura da água para ambos os experimentos. Nas temperaturas abaixo de  $27^{\circ}C$ , os peixes de ambas as fases de desenvolvimento não alimentaram no momento do fornecimento da ração. Apenas os peixes em fase de crescimento, submetidos à temperatura da água de  $7^{\circ}C$ , não apresentaram nenhum tipo de comportamento natatório na primeira observação. Com relação à posição dos peixes nos aquários, os mesmos geralmente permaneciam próximos às estruturas de refúgio e após alguns segundos, nadavam por todo o aquário, exceto os peixes em fase de crescimento submetidos à temperatura de  $7^{\circ}C$ . Houve alteração na coloração do corpo de cinza prateado

para cinza escuro e da nadadeira caudal de amarelo vivo para pálido dos peixes das duas fases de desenvolvimento submetidos às temperaturas de 7 e 11°C. Houve aumento significativo da mortalidade dos peixes com diminuição da temperatura da água, com 100% de mortalidade dos peixes das duas fases de desenvolvimento submetidos as temperaturas de 7 e 11°C. Houve diminuição na concentração de lactato sanguíneo dos peixes com a diminuição da temperatura da água em ambos os experimentos. Houve aumento significativo na concentração plasmática de cortisol apenas nos peixes em fase de crescimento em função da diminuição da temperatura da água. Portanto, conclui-se que a temperatura letal para *Astyanax altiparanae* nas fases de crescimento e terminação encontra-se entre 11 e 15 °C, e que, a diminuição da temperatura da água causa estresse nos peixes.

## ABSTRACT

VIEIRA, Uyara Duarte, M.Sc., Federal University of Viçosa, June 2015. **Stress response and mortality in lambaris-of-yellow-tail (*Astyanax altiparanae*) (Garutti & Britski, 2000) submitted to reduced water temperature.** Advisor: Ana Lucia Salaro. Co-Advisors: Jener Alexandre Sampaio Zuanon and Galileu CrovattoVeras.

On this study, aimed to evaluate the stress response and mortality of lambaris-of-yellow-tail (*Astyanax altiparanae*) in growing and finishing phases, subjected to water temperature reduction. Two experiments were conducted, the first with *Astyanax altiparanae* in the growth phase ( $4.25\pm 0.75\text{g}$  and  $5.45\pm 0.08\text{cm}$ ) and the second with *Astyanax altiparanae* in the finishing phase ( $7.25\pm 0.75\text{g}$  and  $6.56\pm 0.08\text{cm}$ ). Initially the fish were acclimated to a temperature of  $27^{\circ}\text{C}$  for 21 days. In both experiments, we used a completely randomized design with six treatments 27, 23, 19, 15, 11 and  $7^{\circ}\text{C}$  (water temperatures) and six repetitions. The fish were distributed in six tanks with 10L of water each, which were placed in incubator chamber B.O.D. to control the water temperature, using the storage densities of 8.5 and 8.7g/L, respectively, for the first and second experiment. The fish passed for a period of 72 hours at  $27^{\circ}\text{C}$  for adaptation to the experimental conditions and were then subjected to testing temperature for a further 96 hours. The *Astyanax altiparanae* were evaluated fed and mortality rate, the food and swimming behavior, position in the aquarium and coloration of the body and fins every 24 hours. At the end of 96 hours of each treatment were analyzed water quality parameters and collected blood samples for blood glucose and lactate tests and plasma cortisol tests. Data were evaluated by analysis of variance (ANOVA) and in case of significance ( $P < 0.05$ ) were submitted to regression analysis. It was adopted as lethal temperature that run up to 50% of fish mortality. There was increase of pH and dissolved oxygen in water with decreasing temperature for both experiments. In temperatures below  $27^{\circ}\text{C}$ , the fish of both development phases did not fed at the feeding time. Only fish in the growth phase, subjected to water temperature of  $7^{\circ}\text{C}$  did not show any kind of swimming behavior in the first observation. Regarding the fish position in aquariums, they generally remained close to the refuge structures and after a few seconds, swam across the aquarium, except the fish in the growth phase submitted at a temperature of  $7^{\circ}\text{C}$ . There was a change on body color from silver gray to dark gray and caudal fin from bright yellow to pale yellow for fish of the two phases of development subjected to temperatures of 7 and  $11^{\circ}\text{C}$ . There was significant increase in fish mortality with decreasing water temperature, with 100% of

mortality for fish in two stages undergoing development for temperatures of 7 and 11°C. There was decrease in blood lactate concentration of fish with decrease of the water temperature in both experiments. There was significant increase in plasma cortisol only on fish in the growth phase due to the decrease in water temperature. Therefore, it is concluded that the lethal temperature for *Astyanax altiparanae* on growing and finishing phases is between 11 and 15°C, and the temperature decrease of the water causes stress in the fish.

## INTRODUÇÃO

Durante o ciclo de produção de peixes, são comuns variações na qualidade da água de cultivo, em função do aumento do conteúdo de matéria orgânica dos viveiros, de manejos inapropriados e de mudanças climáticas. Entre as alterações provocadas pelas variações climáticas, a temperatura da água exerce papel fundamental no comportamento e na sobrevivência dos peixes. Embora a faixa de conforto térmico para algumas espécies de peixes teleósteos já se encontre descrita na literatura (Tsuchida, 1995), faltam informações para as mais variadas espécies de peixes tropicais e subtropicais (Chippari-Gomes, et al., 2013). A maioria das espécies de peixes são ectotermicos e, portanto, a temperatura corpórea é diretamente afetada pela temperatura da água a qual irá influenciar os processos fisiológicos necessário para a sobrevivência (Bellgraph et al., 2010). Assim, quando os peixes detectam alterações na temperatura da água, podem responder de forma a evitar danos ao organismo tanto em altas temperaturas como em baixas temperaturas, evitando que as mesmas sejam letais.

A termorregulação é uma resposta fisiológica de suma importância e pode indicar a faixa de conforto térmico da espécie. Determinar a faixa de conforto térmico é importante para a otimização do crescimento e saúde dos peixes (Crawshaw, 1977; Beitinger & Fitzpatrick, 1979; Ward et al., 2010). Em casos de baixas temperaturas e quando o peixe não consegue realizar a termorregulação, pode ocorrer o torpor pelo frio, em função da diminuição da taxa metabólica e neste caso, ocorrer a paralisia dos movimentos natatórios (Baldisserotto, 2013).

Fisiologicamente, temperaturas abaixo da faixa de conforto térmico podem ocasionar modificações na composição lipídica das membranas celulares dos peixes com finalidade de adaptação, no tipo ou quantidade dos ácidos graxos insaturados (Hazel, 1988; Hazel et al., 1998), no tamanho, hidrofobicidade e carga dos fosfolípidos (Pruitt, 1988; Hazel et al., 1998), no equilíbrio entre a bicamada lipídica (Rietveld et al., 1994; Österberg et al., 1995; Hazel et al., 1998), na proporção de plasmalogênio relacionado ao diacilfosfolípido (Matheson & Roots, 1980; Hazel et al., 1998) e na relação lipídio polar/colesterol (Robertson & Hazel, 1995; Hazel et al., 1998). Estas alterações têm a função de preservar a integridade das membranas (Buda et al., 1994) e a esse fenômeno dá-se o nome de "adaptação homeoviscosa" (Sinensky, 1974). Esta adaptação varia de acordo com os tecidos e membranas do corpo do animal (Cossins & Prosser, 1982; Lee & Cossins, 1990). As adaptações físico-químicas das membranas frente às variações da temperatura da água devem

ser rápidas e reversíveis, para que o animal possa reestabelecer sua homeostasia (Buda et al., 1994).

O estresse foi definido como sendo uma resposta não específica do organismo frente a um estímulo estressor (Selye, 1973). A resposta ao estresse pode ser considerada um mecanismo adaptativo que permite aos animais enfrentar os estímulos estressores de forma a preparar o animal para enfrentar uma situação adversa (Chrousos, 1998; Barton, 2002). As respostas fisiológicas ao estresse independem do tipo de estímulo estressor (Mazeaud et al., 1977; Fagundes, 2005), já a capacidade de adaptação irá depender da intensidade e do período de duração do estímulo (Barton & Iwama, 1991).

As respostas fisiológicas dos animais a um estímulo estressor são divididas em três grupos: a primária corresponde a alterações endócrinas, como aumento de catecolaminas e corticosteroides plasmáticos (Mazeaud et al., 1977). Estas alterações levam a respostas secundárias, como aumento da glicose sanguínea, mudanças nos parâmetros hematológicos e maior permeabilidade das membranas (Mazeaud et al., 1977; Barton, 2002) que, em peixes de água doce, aumentam a entrada de água e a perda de eletrólitos sanguíneos (Mazeaud et al., 1977; Cech et al., 1996). A resposta terciária reduz o crescimento, causa mudanças comportamentais e aumenta a suscetibilidade a doenças, devido à depressão do sistema imunológico, podendo aumentar a mortalidade (Wendelaar Bonga, 1997).

A espécie *Astyanax altiparanae* é da ordem dos Characiformes, família Characidae, subfamília Tetragonopterinae (Garutti, 2003). Esta espécie é encontrada nos rios dos estados do Paraná, Mato Grosso do Sul, São Paulo, Minas Gerais e Goiás (Castro, et al., 2003). Variando de acordo com a região do país, recebe vários nomes populares, como: lambari-do-rabo-amarelo, piaba, piabinha, mojarra e sardinha de água doce (Garutti, 2003). É um peixe de pequeno porte, com ciclo de vida curto, estando apto a reproduzir com quatro meses de idade. Em cativeiro, aceita facilmente rações processadas, apresentando bons índices zootécnicos sendo comercializado para consumo na forma de petisco e como isca viva para pesca esportiva (Garutti, 2003; Hayashi et al. 2004; Cotan et al., 2006).

Dessa forma, este estudo foi realizado com o objetivo de avaliar resposta de estresse e mortalidade em lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) submetidos à redução da temperatura da água nas fases de crescimento e terminação.

## **MATERIAL E MÉTODOS**

Os experimentos foram realizados no Laboratório de Fisiologia e Nutrição de Peixes do Setor de Piscicultura do Departamento de Biologia Animal da Universidade Federal de Viçosa – UFV, – Viçosa – MG, sendo aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais de Produção (CEUAP/UFV), processo nº 21/2013 (Anexo 1), estando de acordo com os princípios éticos da experimentação animal, estabelecido pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal - CONCEA.

Foram realizados dois experimentos consecutivos para avaliar o efeito da temperatura da água na resposta de estresse e na mortalidade de lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) nas fases de crescimento e terminação.

Para ambos os experimentos, os peixes foram capturados nos tanques externos do Setor de Piscicultura (DBA/UFV), classificados por tamanho e peso e alojados em aquários (0,94x1,21x1,21m) contendo 800 litros d'água, com fluxo contínuo, aeração contínua, filtro biológico, refúgios tipo Kakabans (confeccionados com 30 fios de lã de cor marrom com 20 cm de comprimento, amarrados em esfera de isopor de 3 cm de diâmetro), para manter o bem estar dos peixes, temperatura controlada (27°C) por aquecedores e termostato.

### **Delineamento experimental**

Utilizou-se delineamento inteiramente casualizado com seis tratamentos (27, 23, 19, 15, 11 e 7°C de temperaturas da água) e seis repetições, para ambos os experimentos. Para escolha das temperaturas testadas, foram consideradas as temperaturas da água observadas nos tanques externos do Setor de Piscicultura do DBA-UFV. Os valores escolhidos tiveram como objetivo a simulação da chegada de frentes frias.

### **Peixes e Condições experimentais**

*Astyanax altiparanae* em fase de crescimento (4,25±0,75g e 5,45±0,08cm) e em fase de terminação (7,25±0,75g e 6,56±0,08cm) utilizando-se balança eletrônica de precisão SHIMADZU modelo BL-3200S, 0.1g, Brasil, paquímetro manual vernier calipers, 150X0.02mm, Uistools Professional), foram alojados em seis aquários retangulares (30x21x20cm) contendo 10L de água cada, nas densidades de estocagem de 8,5g/L para os peixes em fase de crescimento e 8,7g/L para os peixes em fase de terminação.

Os aquários foram alocados em Câmara Incubadora B.O.D (FANEM 347CD, São Paulo, SP, Brasil com capacidade para 300L e faixa de temperatura de -10 a 60°C), para controle da temperatura da água. A câmara incubadora foi mantida em o fotoperíodo de 12 horas controlado por timer analógico e programada para manter a água dos aquários em 27°C

por 72h. Após este período foi reprogramada para os valores a serem testados, por mais 96 horas.

Os aquários foram mantidos em sistema de recirculação de água com filtragem mecânica, biológica e aeração constante (compressor central de ar modelo BIG AIR A320), cobertos lateralmente com lona preta para reduzir a luminosidade no aquário e tampados com tela de nylon branca (2mm) para evitar a fuga dos peixes. Em cada aquário foi colocado um refúgio tipo Kakaban para manter o bem-estar dos peixes. Diariamente foram renovados 3,3% da água de todo o sistema. A cada 24 horas, antecedendo a alimentação, foram avaliados os parâmetros de oxigênio dissolvido (Aparelho multi-parametros YSI incorporated 550A modelo 10C100704), pH (LabconTest de pH 15ml Tropical – ALCON) e amônia tóxica (LabconTest Amônia Tóxica 15ml– ALCON).

Os peixes em crescimento e terminação foram alimentados uma vez ao dia, no horário de 11:00h, com rações comerciais extrusadas contendo 320 e 280 g/Kg<sup>-1</sup> de proteína bruta respectivamente (Tabelas 1 e 2).

**Tabela 1:** Composição químico-bromatológica da dieta comercial extrusada utilizada na alimentação dos lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) em crescimento submetidos às diferentes temperaturas da água.

Composição	Quantidade por Kg
Energia bruta	4380,00 kcal/kg <sup>-1</sup>
Proteína bruta	327,30 g/kg <sup>-1</sup>
Fibra bruta	70,00 g/kg <sup>-1</sup>
Extrato etéreo	60,25 g/kg <sup>-1</sup>
Umidade (max.)	73,20 g/kg <sup>-1</sup>
Materia mineral (max.)	121,60 g/kg <sup>-1</sup>

Laboratório de Análise de Alimentos do Departamento de Zootecnia – UFV, por método de Weende, Henneberg 1864.

Nível mínimo de garantia por quilograma do produto: Vit. A, 16.000UI ; Vit. D3 ; 4.000UI ; Vit. E, 200,00mg ; Vit. B1, 32,00mg ; Vit. B2, 32,00mg ; Vit. B6, 32,00mg ; Vit. B12, 32,00mg ; Ac. Fólico, 10,00mg ; Vit. C, 200,00mg ; Biotina, 10,00mg ; Colina, 1.500,00mg ; Niacina, 150,00mg ; cálcio, 12,00g ; fósforo, 6,00mg ; Ferro, 150,00mg ; Cobre, 20,00mg ; Manganês, 50,00mg ; Zinco, 150,00mg ; Iodo, 1,00mg ; Cobalto, 0,5mg ; Selênio, 0,7mg.

**Tabela 2:** Composição químico-bromatológica da dieta comercial extrusada utilizada na alimentação dos lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) em terminação submetidos às diferentes temperaturas da água.

Composição	Quantidade por Kg
Energia bruta	4136,00 kcal/kg <sup>-1</sup>
Proteína bruta	290,00 g/kg <sup>-1</sup>
Fibra bruta	70,00 g/kg <sup>-1</sup>
Extrato etéreo	58,60 g/kg <sup>-1</sup>
Umidade (max.)	65,70 g/kg <sup>-1</sup>
Matéria mineral (max.)	155,60 g/kg <sup>-1</sup>

Laboratório de Análise de Alimentos do Departamento de Zootecnia – UFV, por método de Weende, Henneberg 1864. Nível mínimo de garantia por quilograma do produto: Vit. A, 16.000UI ; Vit. D3 ; 4.500UI ; Vit. E, 250,00mg ; Vit. B1, 32,00mg ; Vit. B2, 32,00mg ; Vit. B6, 32,00mg; Vit.B12, 32,00mg; Ac. Fólico, 10,00mg; Vit. C, 325,00mg; Biotina, 10,00mg; Colina, 2.000,00mg; Niacina, 170,00mg; cálcio, 20,00g ; fósforo, 6,00mg ; Ferro, 150,00mg; Cobre, 20,00mg; Manganês, 50,00mg; Zinco, 150,00mg; Iodo, 1,00mg; Cobalto, 0,5mg; Selênio, 0,7mg.

### **Avaliações comportamentais, coloração e taxa de mortalidade**

No momento da alimentação, os peixes foram avaliados quanto ao comportamento de aceitação da dieta que consistia em verificar a ingestão ou rejeição da dieta fornecida.

A avaliação da coloração dos peixes foi baseada em observações feitas nos peixes dos tanques externos do Setor de Piscicultura (DBA/UFV), assim como daqueles colocados nos aquários de aclimação. Foram determinadas as seguintes colorações para o corpo dos peixes, cinza prateado, cinza escuro e cinza tendendo ao preto. Para a nadadeira caudal foi determinado a variação de amarelo vivo para amarelo pálido. Para a avaliação do comportamento de locomoção, foram observadas a posição e a movimentação dos peixes nos aquários.

Durante as avaliações comportamentais e de coloração, foram quantificados e retirados os peixes mortos para a determinação das taxas de mortalidade dos peixes em crescimento e terminação.

Cada avaliação durou em média 10 minutos e todas foram realizadas pelo mesmo avaliador.

### **Análises sanguíneas**

Para coleta de sangue, todos os peixes foram previamente anestesiados com Eugenol 10%.

Foi coletado sangue de 12 peixes por tratamento, sendo seis para determinação da glicemia sanguínea, por meio de tiras reagentes do monitor digital (Accu-Chek Active® Roche) e de seis peixes para o lactato sanguíneo, por meio de tiras reagentes do

monitor digital (Accutrend® PlusRoche). Para ambas as análises, foram realizados cortes com bisturi na região do pedúnculo da nadadeira caudal dos peixes e o sangue foi depositado diretamente nas tiras reagentes.

Um pool de sangue dos demais peixes foi realizado para a avaliação do cortisol plasmático. O sangue foi coletado com seringas de 1mL heparinizadas após corte do pedúnculo da nadadeira caudal realizado com bisturi. Em seguida, as amostras sanguíneas foram centrifugadas (Centrífuga Fresco 17 Heraeus Thermo Scientific, Laboratório de Biologia Estrutural – Biologia Geral – UFV) a 3.000 rpm por 15 minutos, para coleta do plasma. O plasma foi analisado por imunoenensaio quimioluminescente (aparelho Beckman Coulter, Laboratório de Fisiologia e Reprodução Animal – Departamento de Zootecnia – UFV).

### **Análise Estatística**

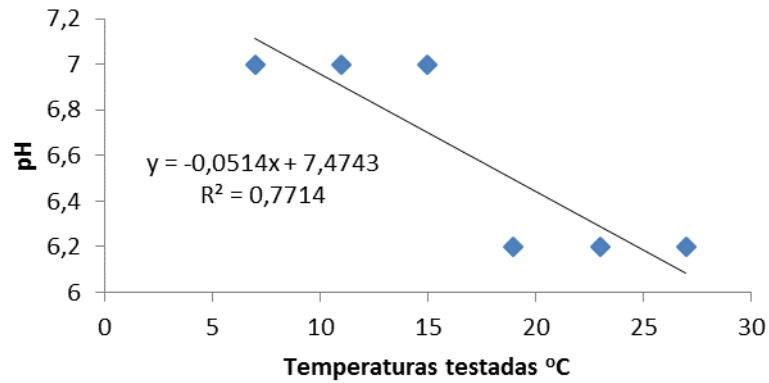
A avaliação do efeito da temperatura sobre a taxa de mortalidade, qualidade de água e respostas de estresse foi realizada por meio de análise de variância (ANOVA) seguido de regressão polinomial ao nível de 5% de probabilidade, utilizando-se o software SAEG 9.1. Para verificar o pressuposto de normalidade dos erros foi aplicado o teste de Lilliefors. Para verificar a homogeneidade das variâncias dos erros entre os tratamentos foi aplicado o teste de Bartlett. Para escolha do modelo de regressão foi considerado a significância dos coeficientes de regressão, a magnitude dos coeficientes de determinação, calculados em função da soma quadrados da regressão/soma quadrados de tratamentos, bem como o comportamento das variáveis em estudo.

## **RESULTADOS**

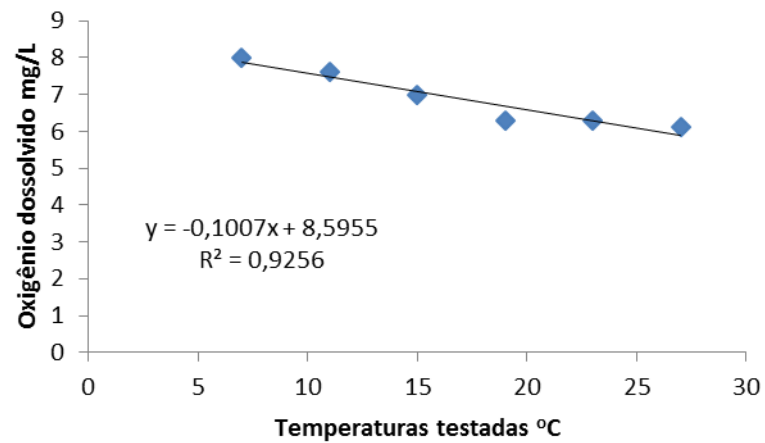
### **Qualidade da água**

Houve aumento do pH e dos níveis de oxigênio dissolvido com a diminuição da temperatura da água ( $P < 0,05$ ), em ambos os experimentos. Para os peixes em crescimento foram obtidas as seguintes equações:  $\text{pH} = -0,0514x + 7,4743$  e  $R^2 = 0,7714$  (Figura 1) e  $\text{O}_2 = -0,1007x + 8,5955$  e  $R^2 = 0,9256$  (Figura 2). Para os peixes em terminação foram obtidas as seguintes equações:  $\text{pH} = -0,0031x^2 + 0,0677x + 6,6651$  e  $R^2 = 0,9933$  (Figura 3) e  $\text{O}_2 = -0,0971x + 8,5848$  e  $R^2 = 0,9597$  (Figura 4), Não houve alteração significativa nos níveis de amônia na

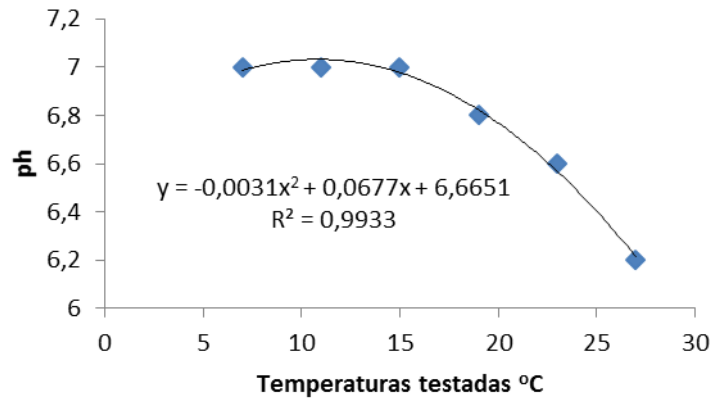
água com a diminuição da temperatura, tanto para os peixes em crescimento como em terminação (Tabela 3).



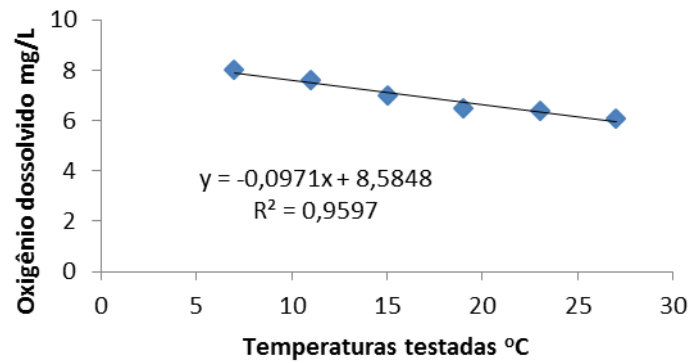
**Figura 1:** pH médio da água dos aquários dos lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) em crescimento nas temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C.



**Figura 2:** Oxigênio dissolvido médio da água dos aquários dos lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) em crescimento nas temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C.



**Figura 3:** pH médio da água dos aquários dos lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) em terminação nas temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C.



**Figura 4:** Oxigênio dissolvido médio na água dos aquários dos lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) em terminação nas temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C.

**Tabela 3:** Valores observados de pH, oxigênio dissolvido e amônia tóxica da água dos aquários nas temperaturas de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C para os lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) em crescimento e terminação.

Fase de desenvolvimento	Qualidade de água	Temperatura da água (°C)						CV (%)
		27	23	19	15	11	7	
Crescimento	<sup>1</sup> pH	6,2	6,2	6,2	7,0	7,0	7,0	1,773
	<sup>2</sup> O <sub>2</sub>	6,1	6,3	6,3	7,0	7,6	8,0	0,000
	<sup>ns</sup> Amônia	0,006	0,002	0,001	0,001	0,001	0,001	68,599

	tóxica							
Terminação	<sup>3</sup> pH	6,2	6,6	6,8	7,0	7,0	7,0	1,985
	<sup>4</sup> O <sub>2</sub>	6,1	6,4	6,5	7,0	7,6	8,0	0,000
	<sup>ns</sup> Amônia	0,003	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	40,406

<sup>1</sup> pH = -0,0514x+7,4743; R<sup>2</sup> = 0,7714; p = 0,00047

<sup>2</sup> O<sub>2</sub> = -0,1007x+8,5955; R<sup>2</sup> = 0,9256; p = 0,00047

<sup>3</sup> pH = -0,0031x<sup>2</sup>+0,0677x+6,6651; R<sup>2</sup>=0,9933; p = 0,00000

<sup>4</sup> O<sub>2</sub> = -0,0971x + 8,5848; R<sup>2</sup> = 0,9597; p = 0,00000

<sup>ns</sup> Não significativo pelo teste F a 5% de probabilidade.

### **Avaliações comportamentais, coloração e taxa de mortalidade**

Os peixes submetidos à temperatura de 27°C, de ambas as fases de desenvolvimento, ingeriram a dieta imediatamente após o fornecimento em todas as observações.

Com relação a coloração do corpo e das nadadeiras, foi observado alteração na primeira observação (24 horas experimentais) tanto nos peixes em crescimento quanto nos peixes em terminação nas temperaturas da água de 7 e 11°C. A coloração do corpo dos peixes passou de cinza prateado para cinza escuro e das nadadeiras de amarelo vivo para amarelo pálido. Não foi observada a coloração dos peixes após esta avaliação em função da mortalidade total dos peixes. Não houve alteração da coloração dos peixes nas demais temperaturas, em ambos os experimentos. Os peixes continuaram a expressar a coloração típica da espécie, ou seja, corpo com coloração cinza prateado e nadadeira caudal com cor amarelo vivo.

Com relação ao comportamento de locomoção dos peixes, para o primeiro experimento, na temperatura de 7°C os peixes permaneceram imóveis no momento da primeira observação (24 horas experimentais), para os peixes na temperatura de 11°C no momento da primeira observação (24 horas experimentais), se locomoviam sem apresentar alteração, já os peixes das demais temperaturas da água, se locomoviam sem apresentar alteração. No segundo experimento, para as temperaturas de 7 e 11°C, os peixes se locomoviam sem alteração na primeira observação (24 horas experimentais), para os peixes das demais temperaturas testadas não foram observadas alterações no comportamento natatório dos peixes em nenhuma das temperaturas testadas. Com relação à posição dos peixes nos aquários, os mesmos geralmente permaneciam próximos aos Kakabans em ambos

os experimentos, porém, após alguns segundos, nadavam por todo o aquário, exceto os peixes em crescimento submetidos à temperatura de 7°C.

Houve diferença significativa para as taxas de mortalidade dos peixes submetidos às diferentes temperaturas da água para os dois experimentos (Tabela 4).

**Tabela 4:** Taxa de mortalidade dos lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) nas fases de crescimento e terminação a cada 24 horas, nas temperaturas de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C.

Fase de desenvolvimento	Tempo (h)	Taxa de mortalidade (%)						CV (%)
		27 °C	23 °C	19 °C	15 °C	11 °C	7 °C	
<sup>1</sup> Crescimento	24	0	0	0	0	0	0	0,735
	48	0	0	0	0	100	100	0,735
	72	0	0,86	0,86	0	100	100	0,735
	96	0,86	0	0	0	100	100	0,735
<sup>2</sup> Terminação	24	1,38	0	0	0	0	0	1,712
	48	0	0	0	0	100	100	1,712
	72	0	1,38	0	0	100	100	1,712
	96	2,78	0	1,38	0	100	100	1,712

<sup>1</sup>  $Mort_1 = 0,4464x^2 - 20,884x + 238,58$ ;  $R^2 = 0,8281$ ;  $p = 0,0000$

<sup>2</sup>  $Mort_2 = 0,449x^2 - 20,949x + 238,95$ ;  $R^2 = 0,8274$ ;  $p = 0,00000$

### Análises sanguíneas

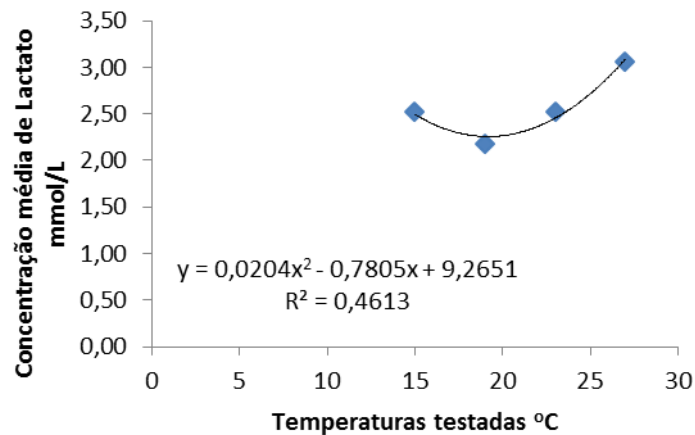
Não foi coletado sangue para análises sanguíneas e plasmáticas dos lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) em crescimento e terminação submetidos às temperaturas de 7 e 11° C devido a mortalidade de 100% dos peixes.

Não houve alteração significativa para a glicemia sanguínea dos lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) nas fases de crescimento e terminação nas temperaturas de 27, 23, 19, 15 °C.

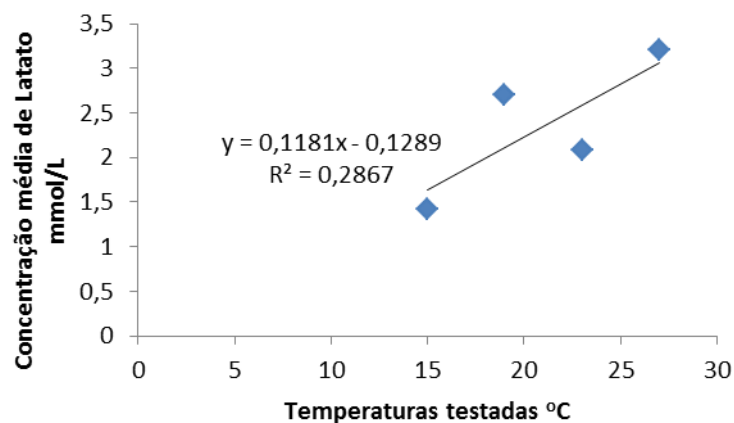
Houve diminuição significativa na concentração de lactato sanguíneo dos peixes de ambos os experimentos com diminuição da temperatura, sendo obtida expressão polinomial quadrática para os peixes em crescimento a  $Lac_1 = 0,0204x^2 - 0,7805x + 9,2651$  e  $R^2 = 0,4613$

(Figura 5) e para os peixes em terminação obtida expressão linear  $Lac_2=0,1181x-0,1289$  e  $R^2=0,2867$  (Figura 6).

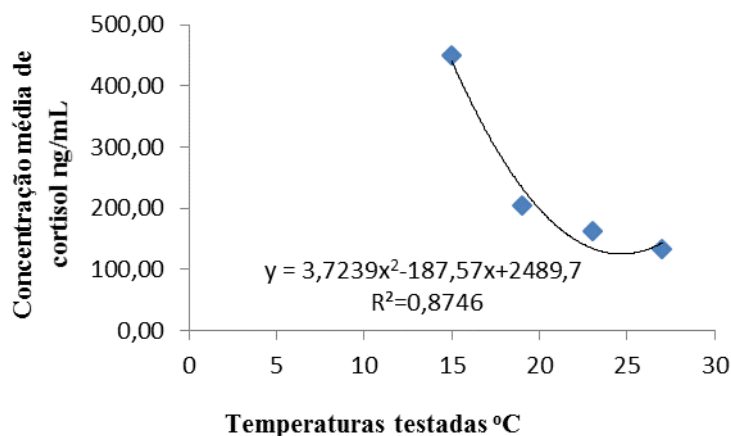
Houve aumento significativo na concentração plasmática de cortisol em função da diminuição da temperatura da água apenas para os peixes do primeiro experimento, sendo obtida a expressão polinomial quadrática  $Cort_1=3,7239x^2-187,57x+2489,7$  e  $R^2=0,8746$  (Figura 7).



**Figura 5:** Concentração média de lactato sanguíneo de lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) em crescimento submetido às temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C.



**Figura 6:** Concentração média de lactato sanguíneo de lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) em terminação submetidos às temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C.



**Figura 7:** Concentração média de cortisol plasmático de lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) em crescimento submetidos às temperaturas da água de 27, 23, 19, 15, 11 e 7°C.

## DISCUSSÃO

Embora observado a rejeição da ração pelos peixes submetidos às temperaturas de 15, 19 e 23°C é possível que os mesmos tenham consumido parte da ração após a porta da câmara incubadora BOD ser fechada, uma vez que foi verificado a presença de fezes no fundo dos aquários, durante as observações. É provável que nessas temperaturas os peixes tenham consumido alimento apenas para a manutenção do organismo. Em situações de estresse ocorrem alterações fisiológicas nos peixes a fim de se adaptarem às novas situações (Barton & Iwama, 1991; Falcon et al., 2008), como por exemplo, a mobilização de reservas para suprir a necessidade de energia de manutenção e reestabelecimento da homeostase corporal (Vijayan et al., 1994). Como resultado a essas alterações, normalmente os peixes diminuem ou até mesmo cessam a ingestão do alimento (Wilhelm filho et al., 2005; Becker et al., 2009). Os resultados obtidos neste estudo corroboram com os encontrados por Rocha Loures et al. (2001), que trabalharam com *Oreochromis niloticus* (L.) e observaram que os peixes se alimentaram mais nos horários do dia em que a água estava mais quente (em torno de 27°C) e também com Buckel et al. (1995), que trabalharam com *Pomatomus saltatore* e observaram que a taxa de consumo de ração dos peixes médios e grandes aumentou com a elevação da temperatura da água até 27°C, não aumentando acima desta temperatura.

O pH da água geralmente é regulado pelo sistema tampão carbônico-bicarbonato-carbonato (Wilkie & Madeira, 1996; Arana, 1997; Zaions & Baldisserotto, 2000), podendo ser alterado pela respiração dos organismos aquáticos, fotossíntese, adubação e calagem dos tanques, situações de poluição ambiental (Silva et al., 2007), assim como alterações na

temperatura da água. Para sobreviverem às alterações no pH da água os peixes realizam ajustes metabólicos, como evitar a perda de Na<sup>+</sup> em pH ácido (Freda & McDonald, 1988; Zaions & Baldisserotto, 2000) e realizam ajustes no metabolismo de excreção de resíduos de nitrogênio em pH da água básico (Wilkie & Wood, 1996; Zaions & Baldisserotto, 2000). Alterações no pH da água podem provocar mortalidade nos peixes, principalmente para aquelas espécies que possuem dificuldade em reestabelecer o equilíbrio osmóticos nas brânquias o que vai gerar para o peixe dificuldades respiratórias podendo levar o animal a morte (Silva et al., 2007). O pH da água também pode ser relacionado diretamente com a quantidade de oxigênio dissolvido na água onde alto nível de oxigênio dissolvido tende a elevar pH, enquanto que baixos níveis de oxigênio dissolvido tende diminuir o pH (Silva et al., 2007).

O aumento do oxigênio dissolvido na água com a diminuição da temperatura, já era esperado, uma vez que a dissolução do oxigênio na água aumenta com a diminuição da temperatura. Fatores como espécie, tamanho, estado nutricional, grau de atividade dos peixes, temperatura da água, afetam diretamente as concentrações do oxigênio dissolvido na água (Rantin & Marins, 1984; Rosso et al., 2006; Baldisserotto, 2013).

A alteração na coloração do corpo e da nadadeira caudal dos peixes nas fases de crescimento e terminação nas temperaturas de 7 e 11°C, podem ser explicados pelo estresse térmico pelo frio a que estes peixes foram submetidos. Os cromatóforos são responsáveis pela coloração dos animais ectotérmicos, e podem se agregar ou dispersar em função das diversas situações impostas pelo meio (Bagnara & Hadley, 1973). Para que isto ocorra, os cromatóforos podem apresentar respostas primária ou secundárias. Nas respostas primárias, os cromatóforos respondem à luz, independente do sistema nervoso e endócrino (Oshima, 2001), nas respostas secundárias, estão envolvidos hormônios e neurotransmissores, dos quais os mais importantes são o alfa hormônio estimulante de melanócito ( $\alpha$ -MSH), o hormônio concentrador de melanócito (MCH), catecolaminas e melatonina (Fuji & Oshima, 1994; de Oliveira et al., 1996; Nery & Castrucci, 1997; Fugi, 2000). O  $\alpha$ -MSH tem origem do mesmo precursor do hormônio adrenocorticotrópico (ACTH) (Moutjoy et al., 2003; Jégou et al., 2006), o qual é produzido e liberado pelos peixes em resposta ao estresse. As catecolaminas agem como agonistas nos cromatóforos  $\alpha$  e a resposta do animal é o escurecimento do corpo ou parte do mesmo, por meio da dispersão dos grânulos de pigmentos (Fuji & Oshima, 1994; de Oliveira et al., 1996; Fugi, 2000; Aspengren et al., 2009), escurecimento este, que Cardoso (2013) também observou trabalhando com comportamento de *Trachinotus carolinus* durante aumento gradual de temperatura.

Diferente do observado para os peixes em terminação, a temperatura de 7°C levou ao comportamento letárgico dos peixes em fase de crescimento, indicando que peixes mais jovens são mais sensíveis às baixas temperaturas. Provavelmente esta temperatura deve ter levado à diminuição do metabolismo dos peixes (Guimarães & Stort Filho; 2003; Baldisserotto, 2013). Juvenis de *Brycon cephalus* também permaneceram em estado letárgico no fundo do aquário na exposição à temperatura de 12 °C após quatro minutos (Guimarães & Stort Filho, 2003).

A mortalidade de 100% dos lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) em crescimento e terminação submetidos às temperaturas de 7 e 11°C após 48 horas de exposição, provavelmente se deu por tais temperaturas serem extremas para esta espécie quando aclimatada à 27°C. Provavelmente os peixes não foram capazes de realizar os ajustes metabólicos necessários para se adaptarem às baixas temperaturas (Wendelaar Bonga, 1997 ; Moraes et al., 2004; Fernandes Jr. et al., 2010) e um dos ajustes necessários e talvez o mais importante, seja a adaptação homeoviscosa (Sinensky, 1974), cuja função é preservar a integridade das membranas (Buda et al., 1994), realizando ajustes para que ocorra o funcionamento adequado do organismo frente às alterações térmicas da água (Buda et al., 1994).

As membranas celulares possuem várias funções no organismo, como agir como barreiras físicas na difusão de solutos, mediar transportes de solutos específicos, regular a utilização de energia armazenada nos gradientes iônicos, fornecer matriz de organização para a montagem metabólica de multicomponentes, vias de transdução de sinal e também agir como precursoras de abastecimento para a geração de segundos mensageiros derivados de lipídios. A função ótima das membranas celulares é restrita a uma fluidez limitada da bicamada lipídica e estes lipídios são extremamente sensíveis às mudanças na temperatura (Hazel & Williams, 1990; Hazel, 1995), estas mudanças induzem remodelações na composição lipídica das membranas (adaptação homeoviscosa) e podem representar um sério desafio para a manutenção das funções fisiológicas das membranas celulares em animais ectotérmicos (Hazel, 1995). Quando a temperatura diminui, a fluidez das membranas também diminui, ficando abaixo da ótima e como consequência as atividades das membranas celulares ficam limitadas, sendo necessárias então, algumas adaptações nas membranas, para que não ocorram danos para o animal. Se a temperatura cair muito e ficar abaixo da faixa fisiológica do animal a bicamada lipídica irá se reorganizar em uma conformação all-trans e empacotar eficientemente para formar uma fase de gel altamente ordenada (Killian et al., 1992; Hazel, 1995), impossibilitando qualquer troca e como consequência a membrana não

realiza suas funções. Se a temperatura continuar baixa e o animal não conseguir realizar a adaptação à tal temperatura, o animal poderá morrer pois terá todas suas funções fisiológicas prejudicadas.

Com a mortalidade abrupta dos peixes não foi possível obter as expressões de mortalidade em função da temperatura que forneceria a temperatura letal dos peixes desta espécie. Portanto, é possível que a temperatura letal (TL<sub>50</sub>) para *Astyanax altiparanae* aclimatados à 27°C encontra-se entre as temperaturas de 11 e 15°C.

As baixas taxas de mortalidade encontradas para *Astyanax altiparanae* em crescimento e terminação nas temperaturas de 15, 19, 23 e 27°C podem ser atribuídas a capacidade dos peixes de realizarem a adaptação homeoviscosa. Para juvenis da espécie *Paracheirodon axelrodi*, temperaturas acima e abaixo da faixa de conforto térmico para a espécie, resultou em 100% de sobrevivência dos peixes, demonstrando que esta espécie é capaz de se adaptar às temperaturas testadas (15, 17, 19, 21, 27, 29, 31, 33, 35 ± 1 °C) (Oliveira et al.; 2008).

O aumento do cortisol plasmático nos peixes em fase de crescimento indica o estresse sofrido pelos animais em função da temperatura da água. O estresse leva a ação de mediadores como catecolaminas, cortisol e citocinas cuja finalidade é a tentativa do restabelecimento da homeostase do organismo dos peixes. Se o estresse for agudo ocorre a elevação do cortisol plasmático minutos após a exposição ao estímulo estressor, retornando aos valores basais em algumas horas, variando com a espécie (Sumpter, 1997; Gomes, 2007; Barcelos et al., 2011). Embora se mantendo em níveis elevados frente ao estresse crônico, o cortisol se mantém em níveis inferiores ao do pico (Wendelaar bonga, 1997). O choque térmico pelo frio sofrido por juvenis de *Brycon amazonicus* também levou ao aumento do cortisol plasmático dos peixes (Inoue, et al.; 2008). Além da temperatura da água, vários fatores podem alterar significativamente o nível de cortisol plasmático nos peixes, como observado por Barcellos, et al. (2004), em juvenis de *Rhamdia quelen* quando comparados os níveis de cortisol plasmático dos peixes antes e após o confinamento em altas densidades em gaiolas. Práticas rotineiras de transporte também levaram a alteração significativa de cortisol plasmático em juvenis de *Arapaima gigas* (Brandão et al., 2006).

A diferença não significativa no cortisol plasmático em *Astyanax altiparanae* em fase de terminação indica que os mesmos são mais resistentes ao estresse térmico pelo frio do que os peixes em crescimento. A capacidade de adaptação dos animais em função ao estresse sofrido pode variar em função da idade (Barton et al., 2002). Martins et al. (2000), trabalhando com estresse por captura com adultos de *Piaractus mesopotamicus*, também

observaram a não alteração na concentração de cortisol plasmático entre os peixes dos diferentes grupos após o estímulo estressor.

Em situações de estresse, as catecolaminas estimulam o aumento de glicose no sangue através da mobilização de glicogênio hepático e os corticosteroides mantêm a glicemia estimulando o catabolismo proteico e a gliconeogênese (Thomas, 1990), esta resposta fisiológica do organismo permite o fornecimento de energia para tecidos e órgãos do peixe. Neste caso a glicose está sendo produzida pelo organismo do animal e não obtida através da dieta, já que em condição de estresse os peixes podem reduzir ou até cessar a alimentação (Wilhelm filho et al., 2005; Becker et al., 2009), então, podemos chamar esta produção de mobilização de glicose (Evans & Claiborne, 2005). Neste estudo, o parâmetro de glicemia sanguínea não sofreu alteração significativa para o *Astyanax altiparanae* em ambas as fases de desenvolvimento, aclimatados à 27°C, sendo atribuído isto ao fato da possibilidade dos peixes terem se alimentado após o fechamento da câmara incubadora BOD, não havendo então a necessidade de mobilização de energia. Este resultado está em acordo com o observado por Veras et al. (2013) que não observaram diferença significativa na glicose sanguínea trabalhando com fotoperíodo sobre parâmetros fisiológicos relacionados ao estresse em alevinos de tilápia-do-nilo (*Oreochromis niloticus*).

A liberação das catecolaminas e do cortisol como resposta a um estímulo estressor, provocam alterações no organismo do peixe e entre elas estão as alterações fisiológicas como o aumento da concentração de ácido láctico sanguíneo e este aumento de lactato está diretamente ligado ao aumento do exercício físico à medida que os animais são expostos a um estímulo estressor (Morgan & Iwama, 1997; Barton et al., 2002). Porém o que foi observado para os *Astyanax altiparanae* em ambos os experimentos, foi diminuição significativa do lactato com diminuição da temperatura, isto ocorreu porque a temperatura também age no metabolismo do animal e como resposta eles ficam menos ativos em temperaturas mais baixas com finalidade de poupar energia (Wilhelm Filho et al., 2005; Becker et al., 2009).

## **CONCLUSÃO**

A temperatura letal (TL50) para lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) nas fases de crescimento e terminação aclimatado à 27°C encontra-se entre 11 e 15°C.

Reduções na temperatura da água causam estresse em lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*).

## **AGRADECIMENTOS**

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de mestrado. À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG) pelo apoio ao projeto e concessão de bolsa de Iniciação Científica e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela concessão de bolsas de Iniciação Científica e Produtividade em Pesquisa.

## **REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS**

ANDREOTTI, R.; NICODEMO M. L. F. **Uso de Antimicrobianos na Produção de Bovinos e Desenvolvimento de Resistência**. Embrapa Gado de Corte, p. 50. Campo Grande, 2004.

ARANA, L.V. **Princípios químicos da qualidade da água em aqüicultura**. Florianópolis : UFSC, p. 166, 1997.

ASPENGTEN, S.; HEDBERG, D.; SKÖLD H. N.; WALLIN M. **New insights into melanosome transport in vertebrate pigment cells**. International Review of Cell and Molecular Biology 272: 245-301, 2009.

BAGNARA, J. T.; HADLEY, M. E. **Chromatophores and color Change**. Prentice Hall, Englewood Cliffs, NJ, USA, 1973.

BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia De Peixes Aplicada À Piscicultura**. 2. Ed. da UFSM, Santa Maria, 2009.

BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia De Peixes Aplicada À Piscicultura**. 3. Ed. da UFSM, p.350, Santa Maria, 2013.

BARCELOS et al. **Nursery rearing of jundiá, Rhamdia quelen (Quoy & Gaimard) in cages: cage type, stocking density and stress response to confinement**. Aquaculture 232, p. 383–394, 2004.

BARCELLOS, L. J. G.; VOLPATO, G. L.; BARRETO, R. E.; COLDEBELLA, I.; FERREIRA, D. **Chemical communication of handling stress in fish**. Physiology & Behavior 103 p. 372–375, 2011.

BARTON, B. A. **Stress In Fishes: A Diversity Of Responses With Particular Reference To Changes In Circulating Corticosteroids**. Integ. And Comp. Biol., 42:517–525, 2002.

BAROUDY, E.; J.M. ELLIOTT. **The critical thermal limits for juvenile Arctic charr Salvelinus alpinus**. J. Fish Biol. 45: p. 1041–1053, 1994.

BARTON, B.A.; IWAMA, G.K. **Physiological changes in fish from stress in aquaculture with emphasis on the response and effects of corticosteroids.** Annu. Rev. Fish Dis., v.1, p.3-26, 1991.

BARTON, B.A.; MORGAN, J.D.; VIJAYAN, M.M. **Physiological and condition-related indicators of environmental stress in fish.** In: Adams (ed.). Biological indicator of aquatic ecosystem stress, Bethesda, Maryland, American Fisheries Society, p.289-320, 2002.

BECKER, A. G.; GARCIA, L. de O.; KOCHHANN, D.; GONÇALVES, J. F.; LORO, V. L.; BALDISSEROTTO, B. **Dissolved oxygen and ammonia levels in water that affect plasma ionic content and gallbladder bile in silver catfish.** Ciência Rural, Santa Maria, v.39, n.6, p.1768-1773, set, 2009.

BEITINGER, T. L.; FITZPATRICK, L. C. **Physiological and Ecological Correlates of Preferred Temperature in Fish.** Oxford Journals, Integrative & Comparative Biology, Volume 19, Issue 1, p. 319-329, 1979.

BELLGRAPH, B. J.; MCMICHAEL, G. A.; MUELLER, R. P.; MONROE, J. L. **Behavioural response of juvenile Chinook salmon *Oncorhynchus tshawytscha* during a sudden temperature increase and implications for survival.** Journal of Thermal Biology, p. 6-10, Volume 35, Issue 1, January 2010.

BOSCOLO, R. W. et al. **Resíduos da indústria de filetagem de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) na forma de farinhas e silagem para a alimentação de lambari (*Astianax bimaculatus*).** Rev. Acad., Ciênc. Agrár. Ambient., Curitiba, v. 10, n. 2, p. 189-195, abr./jun. 2012.

BRANDÃO, F. R.; GOMES, L. de C.; CHAGAS, E. C. **Respostas de estresse em pirarucu (*Arapaima gigas*) durante práticas de rotina em piscicultura.** Acta Amazonica vol.36(3) 349 – 356, 2006.

BUCKEL J. A.; STEINBERG N. D.; CONOVER D. O. **Effects of temperature, salinity, and fish size on growth and consumption of juvenile bluefish.** *Journal of Fish Biology*, 47, 696–706, 1995.

BUDA, C.; DEY, I.; BALOGH, N.; HORVATH, L. I.; MADERSPACH, K.; JUHASZ, M.; YEO, Y.; FARKAS, T. **Structural order of membranes and composition of phospholipids in fish brain cells during thermal acclimatization.** *Proc. Nati. Acad. Sci. USA* Vol. 91, p. 8234-8238, August, 1994.

CAMPELO, D. A. V. et al. **Conjugated linoleic acid in diets for lambari (*Astyanax altiparanae*) (Garutti&Britski, 2000).** *Aquaculture Nutrition*, doi: 10.1111/anu.12203, 2014.

CARDOSO, C. M. **Expressão histoimunológica de proteínas de reparo celular e comportamento de juvenis de *Trachinotus carolinus* (Linnaeus, 1766) (Perciformes, Carangidae) durante aumento gradual de temperatura.** 115 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Universidade de São Paulo, São Paulo, São Paulo, S.P., 2013.

CASTRO, R. M. C.; CASATTI, L.; SANTOS, H. F.; FERREIRA, K.M.; RIBEIRO, A. C.; BENINE, R. C.; DARDIS, G. Z. P.; MELO, A. L. A.; STOPIGLIA, R.; ABREU, T. X.; BOCKMANN, F. A.; CARVALHO, M.; GIBRAN, F. Z.; LIMA, F. C. T. **Estrutura e composição da ictiofauna de riachos do Rio Paranapanema, sudeste e sul do Brasil.** *Biota Neotropica*, v3 (n1) - BN01703012003, 2003.

JOSEPH J. CECH, J. J. JR.; BARTHOLOW, S. D.; YOUNG, P. S.; HOPKINS, T. E. **Striped Bass Exercise and Handling Stress in Freshwater: Physiological Responses to Recovery Environment.** *Transactions of the American Fisheries Society* Volume 125, p. 308-320, Issue 2, 1996.

CHIPPARI-GOMES, A. R.; DELUNARDO, F. A. C.; FERREIRA DA SILVA, B.; PAULINO, M. G.; FERNANDES, M. N. **Genotoxic and morphological damage in *Hippocampus reidi* exposed to crude oil.** *Ecotoxicology and Environmental Safety*, p.1-9, volume, 87, 1 January 2013.

CHROUSOS, G. P. **Stressors, Stress, and Neuroendocrine Integration of the Adaptive Response: The 1997 Hans Selye Memorial Lecture.** Annals of the New York Academy of Sciences. Volume 851, p. 311-335, June, 1998.

CHUNG, K.S. **Effects of temperature on growth, thermal tolerance and body temperature in *Tilapia mossambica* of Venezuela.** p. 287–293. In: P.M. Araña (ed.) Memorias de Conferencia Internacional sobre Recursos Marinos del Pacifico, Viña del Mar, 1983.

CHUNG, K. S. **Heat resistance and thermal acclimation rate in tropical tetra *Astyanax bimaculatus* of Venezuela.** Environmental Biology of Fishes 57: p. 459–463, 2000.

COSSINS, A. R.; PROSSER, C. L. **Biochim. Biophys. Acta** 687, p. 303-3091, 1982.

COTAN J. L. V.; LANNA, E. A. T.; BOMFIM, M. A. D.; DONZELE, J. L.; RIBEIRO, F. B.; SERAFINI, M. A. **Níveis de energia digestível e proteína bruta em rações para alevinos de lambari tambuí.** R. Bras. Zootec., v.35, n.3, p.634-640, 2006.

CRAWSHAW, L. I. **Physiological and Behavioral Reactions of Fishes to Temperature Change.** Journal of the Fisheries Research Board of Canada. 34(5): p. 730-734, 10.1139/f77-113, 1977.

de OLIVEIRA, A. R.; CASTRUCCI, A. M. L.; VISCONTI, M. A. **Cellular signaling vertebrate pigment cells.** Brazilian Journal of Medical and Biological Research 29: 1743-1749, 1996.

EVANS, D. H.; PIERMARINI P. M.; CHOE K. P. **The multifunctional fish gill: dominant site of gas exchange, osmoregulation, acid-base regulation, and excretion of nitrogenous waste.** Physiological Revue, 85: 97-177, 2005.

EVANS, D.H.; CLAIBORNE, J. B. **The physiology of Fishes - Stress in Fishes.** 3rd ed. Taylor & Francis Group. p. 319-342. ISBN 0-8493-2022-4, 2005.

FAGUNDES, M. **Respostas fisiológicas do pintado (Pseudoplatystoma corruscans) a estressores comuns na piscicultura.** 66 f. Dissertação (Mestrado em aquicultura) - Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, São Paulo, S.P., 2005.

FALCON, D. R.  **$\beta$ -glucano e vitamina C no desempenho produtivo e parâmetros fisiopatológicos em juvenil de tilápia do nilo: nível de suplementação e tempo de administração.** 158 f. Tese (Doutorado em Aquicultura) - Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, São Paulo, S.P., 2007.

FALCON, D. R.; BARROS, M. M.; PEZZATO, L. E.; SOLARTE, W. V. N.; GUIMARÃES, I.G. **leucograma da tilápia-do-nilo arraçoada com dietas suplementadas com níveis de vitamina c e lipídeo submetidas a estresse por baixa temperatura.** Ciência Animal Brasileira, v. 9, n. 3, p. 543-551, jul./set. 2008.

FERNANDES JUNIOR, A. C.; PEZZATO, L. E.; GUIMARÃES, I. G.; TEIXEIRA, C. P.; KOCH, J. F. A.; BARROS, M. M. **Resposta hemática de tilápias-do-nilo alimentadas com dietas suplementadas com colina e submetidas a estímulo por baixa temperatura.** R. Bras. Zootec., v.39, n.8, p.1619-1625, 2010.

FERREIRA, P. de M. F.; Nascimento, L. da S.; Dias, D. C.; Moreira, D. M.da V.; Salaro, A. L.; Freitas, M. B. D de. **Essential oregano oil as a growth promoter for the yellowtail tetra, *Astyanax altiparanae*.** Journal of The World Aquaculture Society, Vol. 45, No. 1, doi: 10.1111/jwas.12094, 2014.

FREDA, J.; McDONALD, D.G. **Physiological correlates of interspecific variation in acid tolerance in fish.** Journal of Experimental Biology, v.136, p.243-258, 1988.

FUJI, R. **The regulation of motile activity in fish chromatophores.** Pigment Cell Research 13: 300-319, 2000.

FUJI, R.; OSHIMA, N. **Factors influencing motile activities of fishes chromatophores.** P 1-54 in R. Gilles, editor. Advances in Comparative and Enviromental Physiology vol. 20, Springer-Verlag, Berlin, Germany, 1994.

GARUTTI, V. **Piscicultura ecológica** – Editora UNESP, São Paulo, ISBN 85-7139-470-9, 2003.

GARUTTI, V.; BRITSKI, H. A. **Descrição de uma espécie nova de Astyanax (Teleostei: Characidae) da bacia do alto rio Paraná e considerações sobre as demais espécies do gênero na bacia.** Comun. Mus. Ciênc. Tecnol. PUC- RS, Zool. 2000; 13: 65-88, 2000.

GOMES, L. de C. **Physiological responses of pirarucu (Arapaima gigas) to acute handling stress.** Acta Amazonica, vol. 37(4) p. 629 – 634, 2007.

GUIMARÃES, S. F.; STORTI FILHO A. **Preliminary observations on the effect of sudden changes of temperature on survival of young Matrinxã (Brycon cephalus) under laboratory conditions.** Acta Amaz. vol.33 no.4, Manaus Dec. 2003.

HAYASHI C.; MEURER F.; BOSCOLO W. R.; LACERDA C. H. F.; KAVATA L. C. B. **Frequência de Arraçamento para Alevinos de Lambari do Rabo-Amarelo (Astyanax bimaculatus).** R. Bras. Zootec., v.33, n.1, p.21-26, 2004.

HAZEL, J. R. **Homeoviscous adaptation in animal cell membranes.** In: Advances in Membrane Fluidity: Physiological Regulation of Membrane Fluidity, edited by R. C. Aloia, C. C. Curtain and L. M. Gordon. New York: Liss, p. 149–188, 1988.

HAZEL, J. R. **Thermal adaptation in biological membranes: Is Homeoviscous Adaptation the Explanation.** Annu. Rev. Physiol. 57: p. 19 - 42, 1995.

HAZEL, J. R.; MCKINLEY, S. J.; GERRITS, M. F. **Thermal acclimation of phase behavior in plasma membrane lipids of rainbow trout hepatocytes.** J Physiol. Regulatory Integrative Comp Physiol 275: p. 861-869, 1998.

HAZEL, J. R.; WILLIAMS, E.E. **The role of alterations in membrane lipid composition in enabling physiological adaptation of organisms to their physical environment.** Prog. Lipid Res. 29(3): p. 167-227, 1990.

HAZEL, J. R.; ZERBA E. **Adaptation of biological membranes to temperature: molecular species compositions of phosphatidyl-cholines and phosphatidylethanolamines in mitochondrial and microsomal membranes of liver from thermally-acclimated rainbow trout.** J. Comp. Physiol. [B] 156B: p. 665–674, 1986.

IKEDA, A. K. **Desempenho produtivo e tolerância térmica de juvenis de acará-bandeira (Pterophyllum scalare) alimentados com diferentes fontes de lipídeos.** 65f. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, M.G, 2009.

IKEDA, A. K.; ZUANON, J. A. S.; SALARO, A. L.; M.B.D. FREITAS, M. B. D.; PONTES, M. D.; SOUZA, L. S.; SANTOS, M. V. **Vegetable oil sources in diets for freshwater angelfish (Pterophyllum scalare, Cichlidae): growth and thermal tolerance.** Arq. Bras. Med. Vet. Zootec., v.63, n.3, p.670-677, 2011.

INOUE, L. A. K. A.; MORAES, G.; IWAMA K. G.; AFONSOL. O. B. **Physiological stress responses in the warm-water fish matrinxã (Brycon amazonicus) subjected to a sudden cold shock.** ActaAmaz. vol.38 no.4 Manaus Dec. 2008.

IWAMA, G. K.; AFONSO, L. O. B.; VIJAYANM. M. **Stress in fish.** p1-9. AquaNet Workshop on Fish Welfare, Campbell River, Canada, 2004.

IWAMA, G. K.; PICKERING, A. D.; SUMPTER, J. P.; SCHRECK, C. B. (ED.). **Fish stress and health in aquaculture.** Soc. Exp. Biol. Sem. Ser. 62. Cambridge Univ. Press, Cambridge, U.K, 1997.

JÉGOU, S; CONE, R. D.; PORTLAND, O. R.; EBERLÉ, A. N.; VAUDRY H. **Melanocortins.** p.689-696 A.B. Kastin, editor. Handbook of Biologically Active Academic Press, San Diego, USA, 2006.

KILLIAN, J. A.; FABRIE C.; BAART W.; MOREIN S.; DEKRUIJFF B. **Effects of temperature variation and phenethyl alcohol addition on acyl chain order and lipid organization in Escherichia coli derived membrane systems.** A H<sub>2</sub>-NMR and p<sub>31</sub>-NMR study. *Biochim. Biophys. Acta* 1 105: p. 253-262, 1992.

LEE, J. A. C.; COSSINS, A. R. *Biochim. Biophys. Acta* 1026, p. 195-203, 1990.

MARTINS DA ROCHA, R.; CARVALHO, E. G.; URBINATI E. C. **Physiological responses associated with capture and crowding stress in matrinxã Brycon cephalus (Gunther, 1869).** *Aquaculture Research*, 35: p. 245-249, 2004.

MARTINS, M. L.; MORAES, F. R de ; MORAES, J. R. E. de ; MALHEIROS, E. B. **Falha na resposta do cortisol ao estresse por captura e por carragenina em Piaractus mesopotamicus Holmberg, 1887 (Osteichthyes: Characidae).** *Acta Scientiarum* 22(2):545-552, 2000.

MATHESON, D. F., R. OEI; ROOTS B. I. **Changes in the fatty acyl composition of phospholipids in the optic tectum and optic nerve of temperature-acclimated goldfish.** *Physiol. Zool.* 53: p. 57–69, 1980.

MAZEAUD, M.M.; MAZEAUD, F.; DONALDSON, E.M. **Primary and secondary effects of stress in fish: some new data with a general review.** *Transactions of the American Fisheries Society.* v. 106, p. 201-212, 1977.

MOMMSEN, T. P.; VIJAYAN, M. M.; MOON, T. W. **Cortisol in teleosts: dynamics, mechanisms of action, and metabolic regulation.** *Rev. Fish Biol. Fish.* 9:211–268, 1999.

MORAES, G.; POLEZ, V.L.P.; IWAMA, G.K. **Biochemical responses of two erythrinidae fish to environmental ammonia.** *Brazilian Journal of Biology.* v.64, n.1, p.95-102, 2004.

MORGAN, J.D.; IWAMA, G.K. **Measurements of stressed states in the field.** In: Iwama, G.K., Pickering, A.D., Sumpter, J.P., Schreck, C.B. (Eds.). *Fish stress and health in aquaculture.* Society for Experimental Biology Seminar Series 62. Cambridge University Press, New York, NY. p. 247-270, 1997.

MOUNTJOY, K. G.; WU, C. S.; CORNISH, J.; CALLON, K. E. **Alpha-MSH and desacetyl-alpha-MSH signaling through melanocortin receptors.** *Annals of the New York Academy of Sciences* 994: 58-65, 2003.

NERY, L. E. M.; CATRUCCI, A. M. L. **Pigment cell signaling for physiological color change.** *Comparative Biochemistry and Physiology* 119A: 1135-1144, 1997.

OLIVEIRA, S. R. de; SOUZA, R. T. Y. B. de; NUNES, E. da S. S.; CARVALHO, C. S. M. de; MENEZES, G. C. de; MARCON, J. L.; AKIFUMI ONO, R. R. E.; AFFONSO, E. G.. **Tolerance to temperature, pH, ammonia and nitrite in cardinal tetra, *Paracheirodon axelrodi*, an amazonian ornamental fish.** *Acta Amazonica*, vol. 38(4), 773-780, 2008.

OSHIMA, N. **Direct reception of light by chromatophores of lower vertebrates.** *Pigment Cell Research* 14(5): 312-319, 2001.

ÖSTERBERG, F.; RILFORS, L.; WIESLANDER, A. K.; LINDBLOM, G.; GRUNER, S. M. **Lipid extracts from membranes of *Acholeplasma laidlawii* Agrown with different fatty acids have a nearly constant spontaneous curvature.** *Biochim. Biophys. Acta* 1257: p. 18–24, 1995.

PANEPUCCI, L.; FERNANDES, M. N.; SANCHES, J. R.; RANTIN, F. T. **Changes in lactate dehydrogenase and malate dehydrogenase activities during hypoxia and after temperature acclimation in the armored fish, *Rhinelepis strigosa* (siluriformes, loricariidae).** *Rev. Brasil. Biol.*, 60(2): p.353-360, 2000.

PRUITT, N. L. **Membrane lipid composition and overwintering strategy in thermally acclimated crayfish.** *Am. J. Physiol.* 254 (Regulatory Integrative Comp. Physiol. 23): p. 870-876, 1988.

RANDALL, D. J.; PERRY, S. F. **Catecholamines.** In W. S. Hoar and D. J. Randall (eds.), *Fish physiology*, Vol. 12B, pp. 255– 300. Academic Press, New York, 1992.

RANTIN, F. T.; MARINS, M. A. **Como os teleósteos respondem à hypoxia ambiental – Uma revisão.** Anais do Simpósio Brasileiro de Aqüicultura III. São Carlos, SP. p.673-692, 1984.

REID, S. G.; BERMIER, N. J.; PERRY, S. F. **The adrenergic stress response in fish: Control of catecholamine storage and release.** Comp. Biochem. Physiol. 120C:1–27, 1998.

RIETVELD, A. G.; CHUPIN, V. V.; KOORENGEVEL, M. C.; WIENK, H. L. J.; DOWHAN, W.; KRUIJFF, B. DE. **Regulation of lipid polymorphism is essential for the viability of phosphatidylethanolamine-deficient Escherichia coli cells.** J. Biol. Chem. 269: p. 28670–28675, 1994.

ROBERTSON, J. C.; HAZEL, J. R. **Cholesterol content of trout plasma membranes varies with acclimation temperature.** Am. J. Physiol. 269 (Regulatory Integrative Comp. Physiol. 38): p. 1113–1119, 1995.

ROCHA LOURES, B. T. R.; RIBEIRO, R. P.; VARGAS, L.; MOREIRA, H. L. M.; SUSSEL, F. R.; POVH, J. A.; CAVICHIOLO, F. **Manejo alimentar de alevinos de tilápia do Nilo, Oreochromis niloticus (L.), associado às variáveis físicas, químicas e biológicas do ambiente.** Acta Scientiarum, v. 23, n. 4, p. 877-883, Maringá, 2001.

ROSSO, F. L. de ; BOLNER, K. C. S.; BALDISSEROTTO, B. **Ion fluxes in silver catfish (Rhamdia quelen) juveniles exposed to different dissolved oxygen levels.** Neotropical Ichthyology, 4(4): p.435-440, 2006.

SAKURAGUI, M. M.; SANCHES J. R.; FERNANDES M. N. **Gill chloride cell proliferation and respiratory responses to hypoxia of the neotropical erythrinid fish Hoplias malabaricus.** Journal of Comparative Physiology B, 173: 309-317, 2003.

SELYE, H. **The evolution of the stress concept.** Am. Sci. 61: 692–699, 1973.

SIGNOR, A. A.; BOSCOLO, W. R.; BITTENCOURT, F.; FEIDEN, A.; REIDEL, A. **Farinha de vísceras de aves na alimentação de alevinos de lambari**<sup>1</sup>. *Ciência Rural*, Santa Maria, v.38, n.8, p.2339-2344, nov, 2008.

SILVA, K.; FERREIRA, M. W.; LOGATO, P. V. R. **Qualidade da água na Piscicultura**. 2007.

SINENSKY, H. **Proc. Natl. Acad. Sci.** USA 71, p.522-525, 1974.

SUMPTER, J.P. **The endocrinology of stress**. In: Iwama, G.K.; Pickering, A.D.; Sumpter, J.P.; Schreck, C.B. (Eds.), *Fish stress and health in aquaculture*. Society for Experimental Biology Seminar Series 62, Cambridge University Press, Cambridge, p. 95-118, 1997.

THOMAS, P. **Molecular and biochemical response of fish to stressor and their potential use in environmental monitoring**. In Adams, S. M. (Ed.) *Biological indicators of stress in fish*. Bethesda: American Fisheries Society, p. 9-28, 1990.

THURTON, R.V. et al. **Increased toxicity of ammonia to rainbow trout (*Salmo gairdneri*) resulting from reduced concentrations of dissolved oxygen**. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, v.38, n.8, p.983-988, 1981.

TSUCHIDA, S. **The relationship between upper temperature tolerance and final preferendum of Japanese marine fish**. *Journal of Thermal Biology*, p.35-41, volume 20, Issues 1-2, February-May, 1995.

VERAS, G. C.; MURGAS, L. D. S.; ZANGERONIMO, M. G.; ROSA, P. V.; LEON, J. A. S.; SALARO, A. L. **Fotoperíodo sobre parâmetros fisiológicos relacionados ao estresse em alevinos de tilápia-do-nilo**. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, v.65, n.5, p.1434-1440, 2013.

VIJAYAN, M.M.; REDDY, P.K.; LEATHERLAND, J.F.; MOON, T.W. **The effects of cortisol on hepatocyte metabolism in rainbow trout**. A study using the steroid analog RU486. *Gen. Comp. Endocrinol.*, v.96, p.75-84, 1994.

WAJSBROT, N. et al. **Acute toxicity of ammonia to juvenile gilthead seabream Sparus aurata under reduced oxygen levels.** *Aquaculture*, v.92, p.277-288, 1991.

WEDEMEYER, G. A., BARTON, B. A.; MCLEAY, D. J. **Stress and acclimation.** In C. B. Schreck and P. B. Moyle (eds.), *Methods for fish biology*, pp. 451–489. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland, 1990.

WEDEMEYER, G. A.; MCLEAY, D. J. **Methods for determining the tolerance of fishes to environmental stressors.** In A. D. Pickering (ed.), *Stress And Fish*, pp. 247–275. Academic Press, New York, 1981.

WENDELAAR BONGA, S. E. **The stress response in fish.** *Physiol. Rev.* 77:591–625, 1997.

WILKIE, M. P., MADEIRA, W C.. **The adaptations of fish to extremely alkaline environments.** *Comparative Biochemistry and Physiology*, v.113B, p.665-673, 1996.

WILKIE, M.P.; WOOD, C.M. **The adaptations of fish to extremely alkaline environments.** *Comparative Biochemistry and Physiology*, v.113B, p.665-673, 1996.

WILHELM FILHO, D. et al. **Effect of different oxygen tensions on weight gain, feed conversion, and antioxidant status in piapara *Leporinus elongates* (Valenciennes, 1847).** *Aquaculture*, v.244, p.349-357, 2005.

WILLIAMS, E. E.; HAZEL, J. R. **Restructuring of plasma membrane phospholipids in isolated hepatocytes of rainbow trout during brief in vitro cold exposure.** *J. Comp. Physiol. [B]* 164: p. 600–608, 1995.

XU, J.; LIU, Y.; CUI, S.; MIAO, X.. **Behavioral responses of tilapia (*Oreochromis niloticus*) to acute fluctuations in dissolved oxygen levels as monitored by computer vision.** *Aquacultural Engineering*, 35: 207-217, 2006.

ZAION, M. I.; BALDISSEROTTO, B. Na<sup>+</sup> and K<sup>+</sup> body levels and survival of fingerlings of Rhamdia quelen (siluriformes, pimelodidae) exposed to acute changes of water ph. Ciência Rural, Santa Maria, v.30, n.6, p.1041-1045, 2000.

## ANEXOS

**Anexo 1:** Certificado do uso de animais de produção CEUAP/UFV



UNIVERSIDADE FEDERAL DE VIÇOSA  
COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS DE PRODUÇÃO  
CEUAP/UFV

*Campus Universitário – Viçosa, MG – 36570-900 – Telefone: (31) 3899.3275 – e-mail: ceuap@ufv.br – site: www.ceuap.ufv.br*

Viçosa, 20/12/13

### CERTIFICADO

A Comissão de Ética no Uso de Animais de Produção da Universidade Federal de Viçosa certifica que o **processo nº 21/2013**, intitulado “**Desempenho produtivo, ação enzimática, perfil de ácidos graxos e tolerância ao estresse térmico de lambaris (*Astyanax altiparanae*) alimentados com dietas contendo diferentes fontes de lipídios**”, coordenado pelo Prof(a). **Ana Lúcia Salaro**, está de acordo com os princípios éticos da experimentação animal, estabelecido pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal - CONCEA e com a legislação vigente, tendo sido aprovado por esta Comissão em **18/Dez/2013**.

### CERTIFICATE

The Ethic Commission in Use of Production Animals of Universidade Federal de Viçosa certifies that the **process number 21/2013**, named “**Productive performance, enzyme activity, fatty acid profile and thermal stress tolerance of *Astyanax altiparanae* fed diets with different lipid sources**”, coordinated by Prof(a). **Ana Lúcia Salaro**, is in agreement with the Ethical Principles for Animal Research established by the National Council of Animal Experimentation Control (CONCEA) and with actual Brazilian legislation, and was approved by this commission on **Dec, 18th, 2013**.

---

Mário Luiz Chizzotti  
Coordenador da CEUAP/UFV