

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS

**ALTERAÇÕES FISIOLÓGICAS EM JUVENIS DE PACAMÃ  
(*Lophosilurus alexandri*) SUBMETIDOS A HIPÓXIA**

LÍVIA DE ASSIS PORTO

BELO HORIZONTE  
ESCOLA DE VETERINÁRIA-UFMG

2020

LÍVIA DE ASSIS PORTO

**ALTERAÇÕES FISIOLÓGICAS EM JUVENIS DE PACAMÃ  
(*Lophiosilurus alexandri*) SUBMETIDOS A HIPÓXIA E POSTERIOR RECUPERAÇÃO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Zootecnia da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Zootecnia.

Área de concentração: Produção animal/Aquacultura

Profa. Orientadora: Dra. Gisele Cristina Favero.

BELO HORIZONTE  
ESCOLA DE VETERINÁRIA-UFMG

2020

P839a Porto, Livia de Assis, 1991-  
Alterações fisiológicas em juvenis de Pacamã (*Lophiosilurus Alexandre*) submetidos a hipóxia e posterior recuperação/ Livia de Assis Porto. – 2020.

41 f.:il.

Orientadora: Gisele Cristina Favero  
Dissertação (Mestrado) Universidade Federal de Minas Gerais, Escola de Veterinária.

1. Peixes - Teses - 2. Peixe – Alimentação e rações - Teses - 3. Bagre Neotropical  
*Lophiosilurus Alexandre* – Teses – I. Favero, Gisele Cristina – II. Universidade Federal de Minas Gerais, Escola de Veterinária – III. Título.

CDD – 636.0852

Bibliotecário responsável Marcio Alves – CRB3589  
Biblioteca da Escola de Veterinária, Universidade Federal de Minas Gerais



UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS  
ESCOLA DE VETERINÁRIA  
COLEGIADO DO CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA

### FOLHA DE APROVAÇÃO

#### ALTERAÇÕES FISIOLÓGICAS EM JUVENIS DE PACAMÃ (*Lophosilurus alexandri*) SUBMETIDOS A HIPÓXIA

Lívia de Assis Porto

Dissertação de Mestrado defendida e aprovada, no dia **19 de fevereiro de 2020**, pela Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação em Zootecnia da Universidade Federal de Minas Gerais, constituída pelos seguintes professores:

**Suzane Lilian Beier**

Universidade Federal de Minas Gerais

**Rafael Magno Costa Melo**

Universidade Federal de Minas Gerais

**Gisele Cristina Favero** - Orientadora

Universidade Federal de Minas Gerais

Belo Horizonte, 26 de agosto de 2021.



Documento assinado eletronicamente por **Angela Maria Quintão Lana, Coordenador(a) de curso de pós-graduação**, em 26/08/2021, às 00:21, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site [https://sei.ufmg.br/sei/controlador\\_externo.php?acao=documento\\_conferir&id\\_orgao\\_acesso\\_externo=0](https://sei.ufmg.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0), informando o código verificador **0925343** e o código CRC **8F802B44**.

“Ninguém caminha sem aprender a caminhar, sem aprender a fazer o caminho caminhando, refazendo e retocando o sonho pelo qual se pôs a caminhar.”

(Paulo Freire, 1997).

## **DEDICATÓRIA**

Dedico aos meus pais Márcia e Robert por todo apoio e sabedoria fundamentais para a minha vida.

Dedico aos meus amados avós e familiares, amigos e meu irmão Joao Ricardo que estiveram junto a mim durante a vida.

A Deus pela força para superar as dificuldades.

## **Agradecimentos**

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de estudos.

Ao conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e Fundação de Amparo à Pesquisa de Minas Gerais (FAPEMIG) pelo apoio financeiro de projetos.

À minha orientadora Professora Dra. Gisele Cristina Favero pela oportunidade, ensinamentos, incentivo, amizade e por acreditar na minha capacidade.

Ao professor Dr. Ronald Kennedy Luz pelos ensinamentos, paciência e co-orientação.

À Dra. Suzane Lilian Beier da Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG) pela ajuda na execução das análises hemogasométricas.

Aos docentes da Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG), em especial aos mestres do Departamento de Zootecnia (Escola de Veterinária), por transmitirem o conhecimento necessário para o meu crescimento intelectual e pessoal.

Ao grupo do Laboratório de Aquicultura, em especial à equipe de fisiologia pelo suporte mútuo durante a execução de experimentos e toda a equipe do laboratório de larvicultura pela ajuda na execução do experimento e análises.

Ao Alexandre Lins Dantas de Almeida pelo companheirismo, apoio e amor.

À Amanda Ferreira, Gustavo Brandão, Larissa Azevedo, Marina Silva Rodrigues, Rayssa Leal Ribeiro, e Thaís Fernandes Santos (sem ordem de importância) pelas risadas, discussões e momentos únicos.

Aos colegas de pós-graduação pela troca de conhecimento e pelos bons momentos.

Obrigada a todos que me ajudaram durante a minha caminhada.

## SUMÁRIO

<b>1.INTRODUÇÃO.....</b>	<b>1</b>
<b>2.REVISÃO DE LITERATURA.....</b>	<b>3</b>
2.1 Estresse em peixes.....	3
2.2 Parâmetros sanguíneos e o estresse .....	5
2.3 Fator estressante: Hipóxia em peixes.....	6
2.4 A espécie: Pacamã ( <i>Lophiosilurus alexandrii</i> ) .....	7
<b>3.OBJETIVOS.....</b>	<b>8</b>
3.1 Objetivo geral.....	8
3.2 Objetivos específicos.....	8
<b>4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>9</b>
<b>5. ARTIGO.....</b>	<b>17</b>
5.1 Resumo.....	18
5.2 Introdução.....	19
5.3 Material e métodos.....	20
5.3.1. Peixe e Condições experimentais.....	20
5.3.2. Amostragens e análises hemogasométricas.hematológicas e bioquímicas.....	21
5.3.3. Análise estatística .....	22
5.4 Resultados.....	22
5.4.1. Parâmetros hemogasométricos.....	22
5.4.2. Parâmetros hematológicos.....	25
5.4.3. Parâmetros bioquímicos.....	27
5.5 Discussão.....	29
5.6 Conclusão.....	32
5.7 Agradecimentos.....	33
5.8 Referências.....	33
<b>6. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....</b>	<b>41</b>



## LISTAS DE TABELAS

<b>Tabela1.</b> Valores hemogasométricos (média $\pm$ erro padrão) de juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i> .....	24
---	----

## LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Respostas primárias, secundárias e terciárias dos peixes durante o estresse..... 4
- Figura 2.** Variáveis Hematológicas de Juvenis de *L. alexandri* submetidos à hipóxia..... 26
- Figura 3.** Variáveis Bioquímicas de Juvenis de *L. alexandri* submetidos à hipóxia..... 28

## LISTAS DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS

<b>ACTH</b>	Hormônio Adrenocorticotrópico;
<b>AB</b>	Anticorpos
<b>Ca<sup>2+</sup></b>	Cálcio
<b>Cl<sup>-</sup></b>	Cloro
<b>CRH</b>	Hormônio liberador de corticotrofina
<b>EB</b>	Excesso de base
<b>FFA</b>	Ácidos graxos livres
<b>HCO<sub>3</sub><sup>-</sup></b>	Bicarbonato
<b>K<sup>+</sup></b>	Potássio
<b>Na<sup>+</sup></b>	Sódio
<b>OD</b>	Oxigênio Dissolvido
<b>P</b>	Proteína
<b>pH</b>	Potencial de Hidrogênio
<b>PCO<sub>2</sub></b>	Pressão de Gás Carbônico
<b>PO<sub>2</sub></b>	Pressão de Oxigênio
<b>SO<sub>2</sub></b>	Saturação de Oxigênio

## RESUMO

O objetivo deste estudo foi avaliar as respostas hemogasométricas, hematológicas e bioquímicas de juvenis de *L. alexandri* submetidos à hipóxia e posterior recuperação à hipóxia. 48 juvenis de pacamã ( $360 \pm 141,6$  g e  $26,6 \pm 3,0$  cm) foram distribuídos e aclimatados durante 15 dias em oito tanques de 120 L em sistema de recirculação de água (temperatura  $28,9 \pm 0,28$  °C, oxigênio dissolvido (OD)  $5,10 \pm 0,56$  mg L<sup>-1</sup> e amônia total  $0,05 \pm 0,01$  mg L<sup>-1</sup>). Os peixes foram alimentados à vontade, duas vezes ao dia, com dieta comercial. O grupo controle corresponde aos peixes submetidos à oxigenação contínua durante 96 h (OD –  $5,6 \pm 0,31$  mg L<sup>-1</sup>) e o grupo em hipóxia aos peixes submetidos à hipóxia ( $2,12 \pm 0,90$  mg L<sup>-1</sup>) durante 48 h e posterior recuperação às condições de oxigenação ( $5,30 \pm 0,47$  mg L<sup>-1</sup>) por mais 48 h, totalizando 96 h. As coletas foram realizadas nos tempos 24 e 48 h de hipóxia e 24 e 48 h de recuperação. Todos os dados foram submetidos à análise estatística ANOVA de duas vias seguido pelo teste de Tukey (P<0,05). Não foi verificada mortalidade durante o período experimental. Com relação aos parâmetros hemogasométricos, maior pH foi encontrado às 24 h de recuperação à hipóxia, quando comparado ao grupo controle (P<0,05). Para o PvCO<sub>2</sub> ao longo do tempo, diferenças significativas foram observadas apenas no grupo submetido à hipóxia, com menor valor de PvCO<sub>2</sub> às 24 h de recuperação e maior valor às 48 h de recuperação (P<0,05). Em relação à saturação de oxigênio (sO<sub>2</sub>), diferenças significativas foram observadas apenas às 24 horas de recuperação, nas quais houve um aumento dessa variável no grupo hipóxia quando comparado ao grupo controle (P<0,05). Não foram observadas diferenças significativas para o lactato (cLac) e os eletrólitos K<sup>+</sup>, Na<sup>+</sup>, Cl<sup>-</sup>, Ca<sup>2+</sup> e HCO<sub>3</sub><sup>-</sup> (P>0,05). Entretanto, houve aumento do stHCO<sub>3</sub><sup>-</sup> às 24 h de hipóxia, em relação ao controle (P<0,05). O excesso de base (EB) apresentou variações no grupo hipóxia, com maior valor às 24 h de hipóxia e às 48 h de recuperação em comparação ao controle (P<0,05). Para as variáveis hematológicas, houve aumento no hematócrito às 24 h de hipóxia em comparação ao grupo controle (P<0,05). No entanto, os valores foram semelhantes ao controle às 48 h de hipóxia, permanecendo desta forma na recuperação (P>0,05). A menor contagem de eritrócitos foi registrada às 48 h de hipóxia (P<0,05). Em relação à quantidade total de leucócitos às 24 h de recuperação, ocorreu aumento na contagem de leucócitos no grupo hipóxia em comparação ao grupo controle (P<0,05). Os valores de hemoglobina permaneceram constantes em cada grupo ao longo dos tempos de amostragem e também entre os grupos nos diferentes tempos de amostragem (P>0,05). Para as variáveis bioquímicas, houve diminuição dos níveis de glicose às 48 h de hipóxia e às 24 h de recuperação, em comparação ao grupo controle (P<0,05). Os níveis de triglicerídeos variaram ao longo dos tempos de amostragem no grupo controle, com os valores mais baixos às 24 h de hipóxia e 24 h de recuperação (P<0,05). O colesterol e a proteína plasmática não apresentaram diferenças entre os tratamentos nos diferentes tempos de coleta e dentro de cada grupo ao longo do tempo (P>0,05). Os resultados apresentados dos parâmetros hemogasométricos, hematológicos e bioquímicos neste estudo mostram que os juvenis de *Lophiosilurus alexandri* se adaptam bem às baixas concentrações de oxigênio dissolvido na água durante 48 h, sem apresentar mortalidade, ajustando suas variáveis fisiológicas para sobreviver nessa condição de estresse e retornando às condições normais após 48 horas de recuperação à hipóxia.

**Palavras-chave:** gasometria, oxigênio dissolvido, pacamã, recirculação

## ABSTRACT

The aim of this study was to evaluate the blood gasometric, hematological and biochemical responses of juveniles of *L. alexandri* submitted to hypoxia and subsequent recovery from hypoxia. 48 pacamã juveniles ( $360 \pm 141.6$  g and  $26.6 \pm 3.0$  cm) were distributed and acclimated for 15 days in eight 120 L tanks in a water recirculation system (temperature  $28.9 \pm 0.28$  °C, dissolved oxygen (OD)  $5.10 \pm 0.56$  mg L<sup>-1</sup> and total ammonia  $0.05 \pm 0.01$  mg L<sup>-1</sup>). The fish were fed *ad libitum*, twice a day, with a commercial diet. The control group corresponds to fish subjected to continuous oxygenation for 96 h (OD -  $5.6 \pm 0.31$  mg L<sup>-1</sup>) and the group in hypoxia to fish subjected to hypoxia ( $2.12 \pm 0.90$  mg L<sup>-1</sup>) for 48 h and later recovery to oxygenation conditions ( $5.30 \pm 0.47$  mg L<sup>-1</sup>) for another 48 h, totaling 96 h. Collections were performed at times of 24 and 48 h of hypoxia and 24 and 48 h of recovery. All data were subjected to two-way ANOVA statistical analysis followed by the Tukey's test ( $P < 0.05$ ). There was no mortality during the experimental period. With regard to blood gasometric parameters, a higher pH was found at 24 h of recovery from hypoxia, when compared to the control group ( $P < 0.05$ ). For PvCO<sub>2</sub> over time, significant differences were observed only in the group submitted to hypoxia, with a lower PvCO<sub>2</sub> value at 24 h of recovery and a higher value at 48 h of recovery ( $P < 0.05$ ). Regarding oxygen saturation (sO<sub>2</sub>), significant differences were observed only at 24 hours of recovery, in which there was an increase in this variable in the hypoxia group when compared to the control group ( $P < 0.05$ ). There were no significant differences for lactate (cLac) and electrolytes K<sup>+</sup>, Na<sup>+</sup>, Cl<sup>-</sup>, Ca<sup>2+</sup> and HCO<sub>3</sub><sup>-</sup> ( $P > 0.05$ ). However, there was an increase in stHCO<sub>3</sub><sup>-</sup> at 24 h of hypoxia, compared to the control ( $P < 0.05$ ). Base excess (BE) showed variations in the hypoxia group, with greater value at 24 h of hypoxia and at 48 h of recovery compared to the control ( $P < 0.05$ ). For hematological variables, there was an increase in hematocrit at 24 h of hypoxia compared to the control group ( $P < 0.05$ ). However, the values were similar to the control at 48 h of hypoxia, thus remaining in recovery ( $P > 0.05$ ). The lowest erythrocyte count was recorded at 48 h of hypoxia ( $P < 0.05$ ). Regarding the total number of leukocytes at 24 h of recovery, there was an increase in leukocyte count in the hypoxia group compared to the control group ( $P < 0.05$ ). Hemoglobin values remained constant in each group throughout the sampling times and also between groups at different sampling times ( $P > 0.05$ ). For biochemical variables, there was a decrease in glucose levels at 48 h of hypoxia and at 24 h of recovery, compared to the control group ( $P < 0.05$ ). Triglyceride levels varied over the sampling times in the control group, with the lowest values at 24 h hypoxia and 24 h recovery ( $P < 0.05$ ). Cholesterol and plasma protein did not differ between treatments at different collection times and within each group over time ( $P > 0.05$ ). The results presented for blood gasometric, hematological and biochemical parameters in this study show that juveniles of *Lophiosilurus alexandri* adapt well to low concentrations of oxygen dissolved in water for 48 h, without present mortality, adjusting

their physiological variables to survive in this stress condition and returning normal conditions after 48 h of recovery from hypoxia.

**Keywords:** blood gas analysis, dissolved oxygen, pacamã, recirculation

## 1. INTRODUÇÃO

Segundo a FAO (2018), atualmente o pescado é a principal fonte de proteína animal para um bilhão de pessoas no mundo, mostrando a importância da produção de peixe para suprimento de alimento para uma população cada vez maior, e também com o aumento do desenvolvimento da pesca, degradação ambiental e mudanças climáticas. A contribuição da aquicultura para o mundo aumentou continuamente, atingindo 46,8 % em 2016, acima dos 25,7 % em 2000.

*Lophiosilurus alexandri* é uma espécie brasileira, de água doce, endêmica da Bacia do Rio São Francisco (Shibata, 2003), em Minas Gerais. Apresenta potencial para a aquicultura, pois possui carne de ótima qualidade e sabor, ausência de espinhos intramusculares, sendo muito apreciado pelas comunidades ribeirinhas (Luz et al., 2011). Apresenta hábito alimentar carnívoro, noturno e comportamento sedentário, com preferência por ambientes lênticos em regiões de fundo de areia ou de pedras. Possui comportamento reprodutivo não migrador, com desovas parceladas, ou seja, as fêmeas podem desovar várias vezes durante um ciclo reprodutivo (Travassos, 1959). É uma espécie que tem sido estudada em muitos aspectos na produção em cativeiro (Costa et al., 2015; Favero et al., 2018; Salari et al., 2015; Torres et al., 2017). O pacamã é um peixe que vem sendo estudada em relação a aspectos de produção, tornando-se necessário o conhecimento de respostas frente a desafios como a baixa oxigenação da água (hipóxia).

Os peixes podem experimentar vários fatores que são considerados estressores em cativeiro, como altas densidades de confinamento (Long et al., 2019; Refaey et al., 2018; Yarahmadi et al., 2016), manuseio e transporte (Jerez-Cepa et al., 2019; Sena et al., 2016) e mudanças na qualidade da água (Lankford et al., 2003; Zhang et al., 2015). Esses estressores geram distúrbios fisiológicos, causando desconforto e prejudicando seu bem-estar e podem comprometer sua sobrevivência. Assim, para manter e restaurar o processo de homeostase corporal, o animal consome energia através da respiração, locomoção e reparo de tecidos, em vez de usar essa energia para crescimento, reprodução, ingestão de alimentos e estado fisiológico (Schreck e Tort, 2016).

Segundo Gilmore et al. (2018), baixos níveis de oxigênio no ambiente aquático, conhecidos como hipóxia, ocorrem quando o oxigênio dissolvido (OD) na água fica abaixo de um nível que pode impactar a vida de um organismo e sua capacidade natural para uma função fisiológica adequada, sendo considerado um estressor crítico para peixes. Os animais expostos à hipóxia têm seu crescimento, reprodução e resposta imune prejudicados, resultando no aumento da mortalidade (Breitburg et al., 2009; Diaz e Rosenberg, 2011; Magnoni et al., 2018).

A resposta ao estresse nos peixes ocorre através do controle neuroendócrino, muito semelhante aos mamíferos, ou seja, eles possuem rim cefálico, células cromafins e células interrenais como estruturas homólogas à glândula adrenal de mamíferos e desempenham a função de secretar catecolaminas circulantes (adrenalina e noradrenalina) e corticosteróides, como o cortisol (Barton, 2000; Gallo e Civinini, 2003). O estresse apresenta três respostas: a primária, conhecida como resposta de alarme, na qual ocorre uma elevada concentração de catecolaminas e corticosteróides no plasma; resposta secundária, relacionada ao aumento dos níveis hormonais no sangue, promovendo aumento dos batimentos cardíacos e maior consumo de oxigênio e resposta terciária, que começa com a exaustão do organismo, causando uma diminuição em seu desempenho produtivo e reprodutivo e expondo o animal a vários patógenos (Barton, 2002; Lima et al., 2006; Wenderlaar Bonga, 1997).

O objetivo deste trabalho é compreender as respostas hemogasométricas, hematológicas e bioquímicas em juvenis de pacamã (*Lophiosilurus alexandri*) submetidos a situações de estresse como a baixa oxigenação do ambiente aquático, conhecido como hipóxia.

## **2. REVISÃO DE LITERATURA**

### **2.1. Estresse em peixes**

Atualmente, nos modernos sistemas de piscicultura intensiva, os peixes são criados em altas densidades, utilizando grandes quantidades de ração. Sob estas condições, pode ocorrer um aumento na concentração de amônia, excreção de nitrogênio e, em conjunto, a diminuição dos níveis de oxigênio dissolvido na água. O tipo de manejo realizado com os peixes, a degradação da matéria orgânica do viveiro, a utilização de oxigênio dissolvido por uma carga excessiva de peixes no viveiro e a fermentação provocada por este tipo de cultivo, podem levar a um ambiente com condições influenciando negativamente o crescimento e desenvolvimento dos peixes, e assim a um estado crônico ou crítico de estresse (Rotta, 2003).

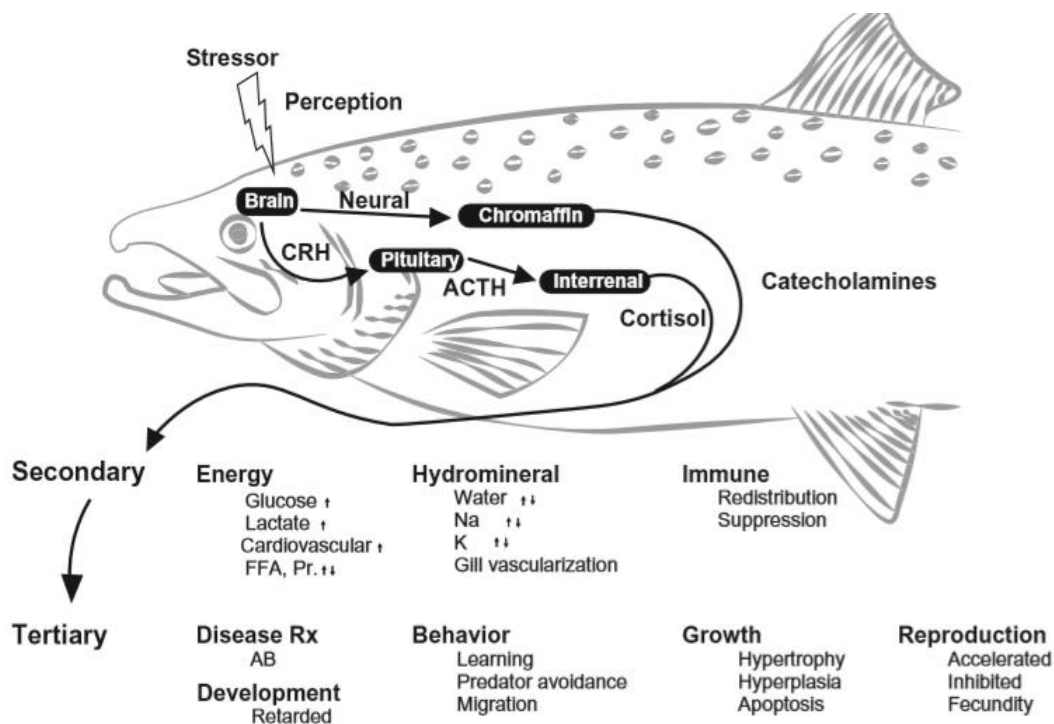
O estresse é definido como uma alteração no estado fisiológico, na qual a mudança da homeostase ocorre por um agente estressor (Barton e Iwama, 1991; Wenderlaar Bonga, 1997). Estes agentes estressantes geram distúrbios fisiológicos em diferentes espécies de peixe e, devido à ação provocada, o organismo pode se adaptar frente a estes desafios, em busca de manter as necessidades fisiológicas e restabelecer o equilíbrio do organismo. Essa adaptação vem decorrente de mobilização energética para atender à necessidade de energia nos processos de respiração, locomoção e reparação dos tecidos afetados e a energia utilizada para este restabelecimento fisiológico é a mesma que seria utilizada pelo peixe para o desempenho zootécnico, como a ingestão de alimentos, crescimento e reprodução (Schreck, 2010; Schreck e Tort, 2016).

Os peixes possuem o controle neuroendócrino semelhante ao dos mamíferos: apresentam rim cefálico, células cromafins e interrenais como estruturas homólogas à glândula adrenal dos mamíferos e que desempenham a função de secretar catecolaminas circulantes, como a adrenalina e a noradrenalina e corticosteróides, como o cortisol. A



partir do momento em que há percepção do agente estressor pelo animal, ocorre a liberação de catecolaminas e corticosteroides na corrente sanguínea, como respostas primárias ao estresse (Barton, 2000; Gallo e Civinini, 2003).

A resposta secundária ao estresse se relaciona com alterações no balanço energético, como por exemplo, mudanças nas concentrações de glicose sanguínea e glicogênio hepático, alterações no balanço de íons e água do organismo, aumento dos batimentos cardíacos e maior captação de oxigênio e também alterações no sistema imune. Em situações crônicas, o animal pode chegar à fase de exaustão e desencadeia respostas terciárias, com a diminuição do seu desempenho produtivo e reprodutivo e aumento na susceptibilidade à doenças e exposição à diversos patógenos (Barton, 2002; Lima et al., 2006; Wenderlaar Bonga, 1997; Schreck e Tort, 2016). A figura abaixo apresenta de forma didática essas três respostas ao estresse em peixes.



(Schreck e Tort, 2016).

**Figura 1.** Respostas primárias, secundárias e terciárias dos peixes durante o estresse. CRH: hormônio liberador de corticotropina; ACTH: hormônio adrenocorticotrópico; FFA: ácidos graxos livres; P: proteínas; AB: anticorpos.

## 2.2. Parâmetros sanguíneos e o estresse em peixes

No cultivo intensivo de peixes, situações de estresse estão continuamente presentes, devido aos manejos necessários durante a produção (Cruz et al., 2012). Esses manejos podem interferir diretamente na produtividade dos peixes, além de afetar negativamente o sistema imune, deixando os animais susceptíveis a doenças (Diniz e Honorato, 2012). A hipersecreção de catecolaminas e corticosteróides também induz a mudanças hematológicas. Segundo McDonald e Milligan (1997), o estresse pode causar hemodiluição ou hemoconcentração em muitas espécies de peixes teleósteos, alterando os valores de hematócrito e outros parâmetros hematológicos. A diminuição do hematócrito, por exemplo, pode ser observada em várias espécies submetidas a estímulos estressantes (Favero et al., 2019, em *Lophiosilurus alexandri*; Ololade e Oginni, 2010, em *Clarias gariepinus*; Rios et al., 2005, em *Hoplias malabaricus*). Alterações na quantidade de eritrócitos estão relacionadas com a concentração de catecolaminas circulantes decorrentes do estresse, provocando contração esplênica e aumento dessas células na circulação após estimulação da eritropoiese (Baldisserotto, 2009; Tavares-Dias e Moraes, 2004).

Os níveis de proteínas plasmáticas totais estão diretamente relacionados com o bom funcionamento do organismo dos animais, devido ao transporte de metabólitos, na defesa humoral e na coagulação sanguínea. Distúrbios osmorregulatórios gerados pelo estresse, podem afetar o catabolismo de proteínas, levando a hipoproteinemia (Satake et al., 2009). Além de afetar o peso dos peixes, ocorrendo perda de peso em espécies marinhas e ganho de peso em peixes de água doce. Os distúrbios osmóticos e iônicos levam ao decréscimo da osmolaridade em peixes de água doce. A elevação dos níveis de adrenalina induz ao aumento da permeabilidade do epitélio branquial à passagem da água, levando a mudanças nos níveis de eletrólitos sanguíneos em ambientes hiper ou hipotônicos (Cech et al., 1996; Mazeud et al., 1977).

O sistema imunológico, pode também apresentar alterações no número de células de defesa, como linfocitopenia, neutrofilia e monocitofilia em algumas situações de

estresse, como encontrado por Neves (2018) em cascudo (*Peckoltia oligospila*) e por Tavares-Dias e Moraes (2004), em *Ictalurus punctatus*.

Alterações nas variáveis bioquímicas como a hiperglicemia, podem ocorrer devido a um aumento na glicogenólise no fígado, como forma de atender a demanda energética do organismo (Adamante et al., 2008; Baldisserotto, 2009; Souza Neves et al., 2014). A hiperglicemia após o estresse de salinização da água foi relatada em pirarucu (*Arapaima gigas*) por Brandão et al. (2006) e em tambaqui (*Colossoma macropomum*), por Gomes et al. (2003), mas com diferenças no tempo de retorno aos níveis basais, que podem estar relacionadas à intensidade do estímulo estressor e à espécie de peixe estudada.

Conhecer a fisiologia do peixe é de grande importância para a piscicultura, pois explica como os parâmetros corporais funcionam em situações como, por exemplo, mudanças na temperatura, alterações na salinidade e variações nas concentrações de oxigênio dissolvido na água, sendo classificadas como importantes agentes estressores fisiológicos no cultivo de peixes (Baldisserotto, et al., 2014).

### **2.3. Fator estressante: Hipóxia em peixes**

Segundo Yang et al. (2017), o oxigênio dissolvido (OD) é um dos mais importantes fatores limitantes para organismos aquáticos. A hipóxia ocorre quando o OD na água fica abaixo de um nível fisiologicamente apropriado para os peixes, impactando a sua sobrevivência (Gilmore et al., 2018). A hipóxia pode causar respostas fisiológicas em níveis hematológicos, níveis bioquímicos, teciduais e hemogasométricos (Campbell, 2004; Mattioli et al., 2019; Metin et al., 2008; Yang et al., 2017).

Muitos estudos mostram que a hipóxia em peixes pode prejudicar o seu crescimento (Abdel Tawwab et al., 2019; Magnoni et al., 2018), reprodução (Konkal e Ganesh, 2020; Lai et al., 2019; Schreck, 2010) e o sistema imune (Abdel Tawwab et al., 2019; Baldissera et al., 2018). Neste sentido, estudos revelaram os efeitos da hipóxia sobre o sangue, parâmetros bioquímicos e imunológicos em espécies como *Prochilodus nigricans* (Val et al., 2015), *Micropterus salmoides* (Yang et al., 2017), *Sparus aurata* (Araújo-Luna et al., 2018), *Oreochromis niloticus* (Li et al., 2018) e *Lophiosilurus alexandri* (Baldissera et al., 2018) e afirmaram que esses parâmetros são bons indicadores da situação dos animais em condições inadequadas.

Algumas espécies de peixes desenvolvem uma habilidade em todos os níveis de organização biológica para melhorar a transferência de oxigênio para os tecidos sob condições de hipóxia. Muitas espécies de peixes nativos podem condicionar seu comportamento de acordo com a disponibilidade de oxigênio no ambiente, tais como a migração para áreas alagadas nas laterais dos rios e a respiração na superfície aquática; outras podem remodelar partes do corpo para melhorar a captação de oxigênio, como aumento dos lábios e remodelação branquial (Braum e Junk, 1982; Matey et al., 2011; Sundin et al., 2000; Val, 1995; Val et al., 1998). Diversas espécies de peixes desenvolveram uma série de sistemas reguladores para adaptação à hipóxia. No entanto, a persistência desse fator no ambiente pode levar à mortalidade (Abdel-Tawwab et al., 2019; Cook e Herbert, 2012; Fitzgibbon et al., 2007; Xiao, 2015).

O estresse causado pelo baixo nível de oxigênio na água, pode resultar em um aumento na excreção de vários íons. Imediatamente após uma situação de hipóxia, trutas arco-íris aumentaram a excreção de urina, com um aumento também na concentração de ácido láctico,  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{Cl}^-$  e  $\text{PO}_4^-$  da urina (Steffens, 1989). Esta manifestação deve ocorrer em combinação ao aumento de corticosteróides circulantes e pode possivelmente ser compensado pelo aumento destes íons via brânquias.

#### **2.4. A espécie: Pacamã (*Lophiosilurus alexandri*)**

O pacamã (*Lophiosilurus alexandri*) é uma espécie brasileira, de água doce, endêmica da Bacia do Rio São Francisco (Shibata, 2003), em Minas Gerais. É uma espécie de hábito alimentar carnívoro, noturno e comportamento sedentário, com preferência por ambientes lênticos em regiões de fundo de areia ou de pedras (Travassos, 1959) regiões onde ocorre menores níveis de oxigênio. É um peixe de comportamento reprodutivo não migrador, com desovas parceladas, ou seja, as fêmeas podem desovar várias vezes durante um ciclo reprodutivo.

Apresenta carne de ótima qualidade e sabor, ausência de espinhos intramusculares, sendo muito apreciado pelas comunidades ribeirinhas (Luz et al., 2011). É uma espécie que tem sido estudada em muitos aspectos na produção em cativeiro (Costa et al., 2015; Favero et al., 2018; Salaro et al., 2015; Torres et al., 2017). Porém, são

escassos ainda estudos sobre a influência dos fatores de estresse na fisiologia dessa espécie, como os realizados no presente estudo.

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1. Objetivo geral**

O presente estudo tem como objetivo avaliar as respostas fisiológicas em juvenis de pacamã (*Lophiosilurus alexandri*) submetidos à hipóxia e posterior recuperação.

#### **3.2. Objetivos específicos**

- Avaliar as variações hemogasométricas em juvenis de pacamã submetidos à hipóxia e posterior recuperação.

- Avaliar os parâmetros hematológicos (hematócrito, contagem de eritrócitos, leucócitos e hemoglobina) em juvenis de pacamã submetidos à hipóxia e posterior recuperação.

- Avaliar os parâmetros bioquímicos (níveis sanguíneos de glicose, triglicerídeos, colesterol e proteínas) em juvenis de pacamã submetidos à hipóxia e posterior recuperação.

#### 4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abdel-Tawwab, M., Monier, M.N., Hoseinifar, S.H., Faggio, C., 2019. Fish response to hypoxia stress: growth, physiological and immunological biomarkers. *Fish Physiol. Biochem.* 45, 997-1013.

Adamante, W. B., Nuñez, A. P. O., Barcellos, L. J. G., Soso, A. B., e Finco, J. A., 2008. Stress in *Salminus brasiliensis* fingerlings due to different densities and times of transportation. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 60, 755–761.

Araújo-Luna, R., Ribeiro, L., Bergheim, A., Pousão-Ferreira, P., 2018. The impact of different rearing condition on gilthead seabream welfare: Dissolved oxygen levels and stocking densities. *Aquac. Res.* 49, 3845-3855.

Baldissera, M.D., Souza, C.F., Boaventura, T.P., Nakayama, C.L., Baldisserotto, B., Luz, R.K., 2018. Purinergic signaling as a potential target of hypoxia stress-induced impairment of the immune system in freshwater catfish *Lophiosilurus alexandri*. *Aquaculture*, 496, 197-202.

Baldisserotto, B., 2009. *Fisiologia de peixes aplicada a piscicultura*. 2.ed. Santa Maria: UFSM, 350.

Baldisserotto, B., Martos-Sitcha, J. A., Menezes, C. C., Toni, C., Prati, R. L., Garcia, L. de O., Martínez-Rodríguez, G., 2014. The effects of ammonia and water hardness on the hormonal, osmoregulatory and metabolic responses of the freshwater silver catfish *Rhamdia quelen*. *Aquatic Toxicology*, 152, 341–352.

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

Barton, B.A., 2000. Salmonid fishes differ in their cortisol and glucose responses to handling and transport stress. *North American Journal of Aquaculture*, 62, 12–18.

Barton B.A., 2002. Stress in fishes: a diversity of responses with particular reference to changes in circulating corticosteroids. *Integrative and Comparative Biology.* 42, 517–525.

Brandão, F. R.; Gomes, L. C.; Chagas, E. C., 2006. Respostas de estresse em pirarucu (*Arapaima gigas*) durante práticas de rotina em piscicultura. *Acta Amaz.* 3, 349-356.

Braum, E.; Junk, W.J., 1982. Morphological adaptation of two *Amazonian characoids* (Pisces) for surviving in oxygen deficient waters. *Int. Rev. Ges. Hydrobiol.* 67, 869–886.

Breitburg, D.L., Hondorp, D.W., Davia, L.A., Diaz, R.J., 2009. Hypoxia, nitrogen, and fisheries: integrating effects across local and global landscapes. *Annu. Rev. Mar. Sci.* 1, 329–349.

Campbell, T.W., 2004. Hematology of lower vertebrates. In: *Proc. of the 55th Annual Meeting of the American College of Veterinary Pathologists (ACVPC) & 39th Annual Meeting of the American Society of Clinical Pathology (ASVCP), ACVP and ASVCP, USA.*

Cech, J. J., Bartholow, S. D., Young, P. S., e Hopkins, T. E., 1996. Striped Bass Exercise and Handling Stress in Freshwater: Physiological Responses to Recovery Environment. *Transactions of the American Fisheries Society*, 125, 308–320.

Cook, D. G., e Herbert, N. A., 2012. The physiological and behavioural response of juvenile kingfish (*Seriola lalandi*) differs between escapable and inescapable progressive hypoxia. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 413, 138–144.

Costa, D. C., de Souza e Silva, W., Melillo Filho, R., Miranda Filho, K. C., Epaminondas dos Santos, J. C., e Kennedy Luz, R., 2015. Capture, adaptation and artificial control of

reproduction of *Lophiosilurus alexandri*: A carnivorous freshwater species. *Animal Reproduction Science*, 159, 148–154.

Cruz, P.M., Ibáñez, A. L., Monroy Hermsillo, O. A., Ramírez Saad, H. C., 2012. Use of Probiotics in Aquaculture. *ISRN Microbiology*, 2012, 1–13.

Díaz, R.J. e Rosenberg, R., 2011. Introduction to environmental and economic consequences of hypoxia. *Int. J. Water Resour. Dev.* 27, 71–82.

Diniz, N.M. e Honorato, C.A., 2012. Algumas alternativas para diminuir os efeitos do estresse em peixes de cultivo - Revisão. *Arq. Ciênc. Vet. Zool. UNIPAR*, 15, 149–154.

Favero, G.C., Gimbo, R.Y., Montoya, L.N.F., Zanuzzo, F.S., Urbinati, E.C., 2018. Fasting and refeeding lead to more efficient growth in lean pacu (*Piaractus mesopotamicus*). *Aquacult. Res.* 49, 359-366.

Favero, G. C., Boaventura, T. P., Ferreira, A. L., Silva, A. C. F., Porto, L. A.; Luz, R. K., 2019. Fasting/re-feeding and water temperature promote the mobilization of body reserves in juvenile freshwater carnivorous catfish *Lophiosilurus alexandri*. *Aquaculture*, 734223.

Fitzgibbon, Q. P., Strawbridge, A., Seymour, R. S., 2007. Metabolic scope, swimming performance and the effects of hypoxia in the mulloway, *Argyrosomus japonicus* (Pisces: Sciaenidae). *Aquaculture*, 270, 358–368.

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO)., 2018. *Fishery and Aquaculture Statistics*. Rome.

Gallo, V. P. e Civinini, A., 2003. Survey of the adrenal homolog in teleosts. *Int. Rev. Cell. Mol. Bio.* 230, 89-187.

Gilmore, K. L., Doubleday, Z. A., e Gillanders, B. M., 2018. Testing hypoxia: physiological effects of long-term exposure in two freshwater fishes. *Oecologia*, 186, 37–47.



Gomes, L. C., Roubach, R., Araujo-Lima, C. A. R. M., Chippari-Gomes, A. R., Lopes, N. P., e Urbinati, E. C., 2003. Effect of Fish Density During Transportation on Stress and Mortality of Juvenile Tambaqui *Colossoma macropomum*. Journal of the World Aquaculture Society, 34, 76–84.

Jerez-Cepa, I., Ruiz-Jarabo, I., Mancera, J.M., 2019. Bienestar Animal en la Acuicultura de Peces: Atenuación del Estrés a través de la Dieta y mediante el Empleo de Anestésicos durante el Transporte, en da. Derecho Animal (Forum of Animal Law Studies) 10/4.

Konkal, P. e Ganesh, C.B., 2020. Exposure to hypoxia inhibits pituitary-testicular activity in the fish *Oreochromis mossambicus*. Aquaculture, 515.

Lai, Yu-Hsuan, Krishna Choudhary, Sara C. Cloutier, Zheng Xing, Sharon Aviran, Elizabeth J. Tran., 2019. Genome-wide Discovery of DEAD-box RNA Helicase Targets Reveals RNA 2 Structural Remodeling in Transcription Termination. Genetics: Early Online.

Lankford, S. E., Adams, T. E., e Cech, Jr., J. J., 2003. Time of day and water temperature modify the physiological stress response in green sturgeon, *Acipenser medirostris*. Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular e Integrative Physiology, 135, 291–302.

Li, M., Qi, C., Li, E., Du, Z., Qin, J.G., Chen, L., 2018. Metabolic response of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) to acute and chronic hypoxia stress. Aquaculture, 495, 187-195.

Lima, L.C., Ribeiro, L.R., Leite, L.R., Melo, D.C., 2006. Estresse em peixes. Revista Brasileira Reprodução Animal, 30,113-117.

Long, L., Zhang, H., Ni, Q., Liu, H., Wu, F., Wang, X., 2019. Effects of stocking density on growth, stress, and immune responses of juvenile Chinese sturgeon (*Acipenser sinensis*) in a recirculating aquaculture system. Comp. Biochem. Physiol. 219, 25-34.

Luz, R.K., Santos, J.C.E., Pedreira, M.M., Teixeira, E.A., 2011. Effect of water flow rate and feed training on "pacamã" (Siluriforme: *Pseudopimelodidae*) juvenile production. Arq. Bras. Med. Vet. Zootec. 63, 973-979.

Magnoni, L. J., Eding, E., Leguen, I., Prunet, P., Geurden, I., Ozório, R. O. A., e Schrama, J. W., 2018. Hypoxia, but not an electrolyte-imbalanced diet, reduces feed intake, growth and oxygen consumption in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). Scientific Reports, 8.

Matey, V.; Iftikar, F.I.; de Boeck, G.; Scott, G.R.; Sloman, K.A.; Almeida-Val, V.M.F.; Val, A.L.; Wood, C.M., 2011. Gill morphology and acute hypoxia: responses of mitochondria-rich pavement, and mucous cells in the Amazonian oscar (*Astronotus ocellatus*) and the rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*), two species with very different approaches to the osmo-respiratory compromise. Can. J. Zool. 89, 307–324.

Mattioli, C.C., Takata, R., Leme, F.D.O.P., Costa, D.C., Luz, R.K., 2019. Physiological and metabolic responses of juvenile *Lophiosilurus alexandri* catfish to air exposure. Fish Physiol. Biochem., 45, 455-467.

Mazeaud, M. M., Mazeaud, F., e Donaldson, E. M., 1977. Primary and Secondary Effects of Stress in Fish: Some New Data with a General Review. Transactions of the American Fisheries Society, 106, 201–212.

McDonald, G., Milligan, L., 1997. Ionic, osmotic and acid-base regulation in stress. Fish stress and health in aquaculture 62, 119-145.

Metin, K.Y.B. Koca, F.K. Kiral, F.K. Kiral, 2008. Blood cell morphology and plasma biochemistry of captive *Mauremys caspica* (Gmelin, 1774) and *Mauremys rivulata* (Valenciennes, 1833). Acta Veterinaria Brno. 77, 163-174.

Neves, M. S., Couto, M. V. S., Sousa, N. C., Santos, R. F. B., Dias, H. M., Abe, H. A., Fujimoto, R. Y., 2018. Resposta hematológica do cascudo ornamental amazônico *Peckoltia oligospila* ao estresse de transporte. Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia, 70, 13–19.

Ololade, I.A. e Oginni, O., 2010. Toxic stress and hematological effects of nickel on African catfish, *Clarias gariepinus*, fingerlings. Journal of Environmental Chemistry and Ecotoxicology, 2, 14-19.

Refaey, M.M., Li, D., Tian, X., Zhang, Z., Zhang, X., Li, L., Tang, R., 2018. High stocking density alters growth performance, blood biochemistry, intestinal histology, and muscle quality of channel catfish *Ictalurus punctatus*. *Aquaculture*, 492, 73-81.

Rios, F.S., Moraes, G., Oba, E.T., Fernandes, M.N., Donatti, L., Kalinin, A.L., Rantin, F.T., 2005. Mobilization and recovery of energy stores in traíra, *Hoplias malabaricus* Bloch (Teleostei, Erythrinidae) during long-term starvation and after re-feeding. *J. Comp. Physiol.* 176, 721 – 728.

Rotta, M. A., 2003. Utilização do ácido ascórbico (vitamina C) pelos peixes EMBRAPA Pantanal, 54.

Salaro, A.L., Junior, J.C.O., Lima, F.W., Ferraz, R.B., Pontes, M.D., Campelo, D.A.V., Zuanon, J.A.S., Luz, R.K., 2015. Gelatin in replacement of bovine heart in feed training of *Lophiosilurus alexandri* in different water salinities. *An. Acad. Bras. Ciênc.* 87, 2281-2287.

Satake, M.M., Hisano, H., Pádua, S.B., Tavares-Dias, M., 2009. Relação peso comprimento, fator de condição e parâmetros hematológicos de dourado (*Salminus brasiliensis*) cultivado em condições experimentais. *Bol. Pesqui. Des. Embrapa Agropec. Oeste*, 51,1-22.

Schreck, C. B., 2010. Stress and fish reproduction: The roles of allostasis and hormesis. *Gen. Comp. Endocrinol*, 165,549-556.

Schreck, C. B., e Tort, L., 2016. The Concept of Stress in Fish. *Biology of Stress in Fish - Fish Physiology*, 1–34.

Sena, A.C., Teixeira, R.R., Ferreira, E.L., Heinzmann, B.M., Baldisserotto, B., Caron, B.O., Schmidt, D., Couto, R.D., Copatti, C.E., 2016. Essential oil from *Lippia alba* has anaesthetic activity and is effective in reducing handling and transport stress in tambacu (*Piaractus mesopotamicus* × *Colossoma macropomum*). *Aquaculture*, 465, 374-379.

Shibata, O.A., 2003. Family Pseudopimelodidae. In: Reis, R.E., Kullander, S. O, Ferrars Junior, C. J. Check list of the freshwater fishes of South and Central America. Porto Alegre: EDIPUCRS, 401-405.

Souza Neves, M., Barbas, L.A.L., Fujimoto, R.Y., 2014. Hematology and recovery response in jacundá, *Crenicichla saxatilis* (Linnaeus, 1758) after short-term handling stress. *J. Appl. Ichthyol.* 30, 42-47.

Souza, D.S.R., Soncini, R., Glass, M., Sanches, J., e Rantin, F., 2001. Ventilation, gill perfusion and blood gases in dourado, *Salminus maxillosus* Valenciennes (Teleostei, Characidae), exposed to graded hypoxia. *Journal of Comparative Physiology B: Biochemical, Systemic, and Environmental Physiology*, 171, 483–489.

Sundin, L., Reid, S.G., Rantin, F.T., Milson, W.K., 2000. Branchial receptors and cardiorespiratory reflexes in a neotropical fish, the tambaqui (*Colossoma macropomum*). *J. Exp. Biol.* 203, 1225–1239.

Steffens, W., 1989. Principles of fish nutrition. Chichester: Ellis Horwood Limited, 384.

Tavares-Dias, M. e Moraes, F.R., 2004. Hematologia de peixes teleósteos. Ribeirão Preto: Villimpress. 144.

Travassos, H., 1959. Nótula sobre o pacamã *Lophiosilurus alexandri*. Steindachner. Atlas da Sociedade de Biologia, 4, 1-2.

Torres, I. F. A., Júlio, G. S. da C., Figueiredo, L. G., de Lima, N. L. C., Soares, A. P. N., e Luz, R. K., 2017. Larviculture of a carnivorous freshwater catfish, *Lophiosilurus alexandri*, screened by personality type. *Behavioural Processes*, 145, 44–47.

Val, A.L., 1995. Oxygen transfer in fish: morphological and molecular adjustments. *Braz. J. Med. Biol. Res.* 28, 1119–1127.

Val, A.L., Silva, M.N.P., Almeida-Val, V.M.F., 1998. Hypoxia adaptation in fish of the Amazon: a never-ending task. *S. Afr. J. Zool.* 33, 107–114.

Val, A.L., Gomes, K.R.M., de Almeida-Val, V.M.F., 2015. Rapid regulation of blood parameters under acute hypoxia in the Amazonian fish *Prochilodus nigricans*. *Comp. Biochem. Physiol., Part A: Mol. Integr. Physiol.* 184, 125-131.

Wenderlaar Bonga S.E., 1997. The stress response in fish. *Physiol. Rev.* 77, 591-625.

Xiao, W., 2015. The hypoxia signaling pathway and hypoxic adaptation in fishes. *Science China Life Sciences*, 58, 148–155.

Yarahmadi, P., Miandare, H. K., Fayaz, S., e Caipang, C. M. A., 2016. Increased stocking density causes changes in expression of selected stress- and immune-related genes, humoral innate immune parameters and stress responses of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Fish & Shellfish Immunology*, 48, 43–53.

Yang, S., Yan, T., Wu, H., Xiao, Q., Fu, H. M., Luo, J., e Li, S. J., 2017. Acute hypoxic stress: Effect on blood parameters, antioxidant enzymes, and expression of HIF-1alpha and GLUT-1 genes in largemouth bass (*Micropterus salmoides*). *Fish & Shellfish Immunology*, 67, 449–458.

Zhang, C.-N., Li, X.-F., Tian, H.-Y., Zhang, D.-D., Jiang, G.-Z., Lu, K.-L., Liu, W.-B., 2015. Effects of fructooligosaccharide on immune response, antioxidant capability and HSP70 and HSP90 expressions of blunt snout bream (*Megalobrama amblycephala*) under high ammonia stress. *Fish Physiology and Biochemistry*, 41, 203–217.

## **5. ARTIGO**

**Alterações fisiológicas em juvenis de *Lophiosilurus alexandri*  
submetidos à hipóxia**

## 5.1. RESUMO

O objetivo deste estudo foi avaliar as respostas hemogasométricas, hematológicas e bioquímicas de juvenis de *L. alexandri* submetidos à hipóxia e posterior recuperação aos níveis de oxigenação da água. O experimento foi realizado no Laboratório de Aquacultura da UFMG. 48 juvenis com  $360 \pm 141,6$  g,  $26,6 \pm 3,0$  cm foram distribuídos e aclimatados durante 15 dias em oito tanques de 120 L em sistema de recirculação de água (temperatura  $28,9 \pm 0,28$  °C, oxigênio dissolvido (OD)  $5,10 \pm 0,56$  mg L<sup>-1</sup> e amônia total  $0,05 \pm 0,01$  mg L<sup>-1</sup>). Os peixes foram alimentados à vontade, duas vezes ao dia, com dieta comercial (38% PB). Os tratamentos foram: controle (C) – peixes submetidos à oxigenação contínua durante 96 h (OD –  $5,6 \pm 0,31$  mg L<sup>-1</sup>); hipóxia (H) – peixes submetidos à hipóxia ( $2,12 \pm 0,90$  mg L<sup>-1</sup>) durante 48 h e posterior recuperação às condições de oxigenação ( $5,30 \pm 0,47$  mg L<sup>-1</sup>) por mais 48 h, totalizando 96 h. As coletas foram realizadas nos tempos 24 e 48 h de hipóxia e 24 e 48 h de recuperação. Todos os dados foram submetidos à análise estatística ANOVA de duas vias seguido pelo teste de Tukey (P<0,05). De acordo com os resultados das variáveis hemogasométricas, hematológicas e bioquímicas apresentados, os juvenis de *Lophiosilurus alexandri* se adaptaram bem às baixas concentrações de oxigênio dissolvido na água durante 48 h, sem apresentar mortalidade, ajustando suas variáveis fisiológicas para sobreviver nessa condição de estresse e retornando às condições normais após 48 h de recuperação à hipóxia.

**Palavras-chave:** variáveis bioquímicas, análises de hemogasometria, oxigênio dissolvido, pacamã

## 5.2. INTRODUÇÃO

A resposta ao estresse nos peixes ocorre através do controle neuroendócrino, muito semelhante aos mamíferos, ou seja, eles possuem rim cefálico, células cromafins e células interrenais como estruturas homólogas à glândula adrenal de mamíferos e desempenham a função de secretar catecolaminas circulantes (adrenalina e noradrenalina) e corticosteróides, como o cortisol (Barton, 2000; Gallo e Civinini, 2003). O estresse apresenta três respostas: a primária, conhecida como resposta de alarme, na qual ocorre uma elevada concentração de catecolaminas e corticosteróides no plasma; resposta secundária, relacionada ao aumento dos níveis hormonais no sangue, promovendo aumento dos batimentos cardíacos e maior consumo de oxigênio e resposta terciária, que começa com a exaustão do organismo, causando uma diminuição em seu desempenho produtivo e reprodutivo e expondo o animal a vários patógenos (Barton, 2002; Lima et al., 2006; Wenderlaar Bonga, 1997).

Os peixes podem experimentar vários fatores que são considerados estressores em cativeiro, como altas densidades de confinamento (Long et al., 2019; Refaey et al., 2018; Yarahmadi et al., 2016), manuseio e transporte (Jerez-Cepa et al., 2019; Sena et al., 2016) e mudanças na qualidade da água (Lankford et al., 2003; Zhang et al., 2015). Esses estressores geram distúrbios fisiológicos, causando desconforto e prejudicando seu bem-estar e podem comprometer sua sobrevivência. Assim, para manter e restaurar o processo de homeostase corporal, o animal consome energia através da respiração, locomoção e reparo de tecidos, em vez de usar essa energia para crescimento, reprodução, ingestão de alimentos e estado fisiológico (Schreck e Tort, 2016).

Baixos níveis de oxigênio são comuns em ambientes de cultivo e, segundo Gilmore et al. (2018), a hipóxia ocorre quando o oxigênio dissolvido (OD) na água cai abaixo de um nível fisiologicamente adequado para os peixes, afetando sua sobrevivência. Muitos estudos mostram que a hipóxia em peixes pode prejudicar seu



crescimento (Abdel Tawwab et al., 2019; Magnoni et al., 2018), reprodução (Konkal e Ganesh, 2020; Lai et al., 2019; Schreck, 2010) e sistema imunológico (Abdel Tawwab et al., 2019; Baldissera et al., 2018). Esse estressor no ambiente pode levar à mortalidade (Abdel-Tawwab et al., 2019; Cook e Herbert 2012; Fitzgibbon et al. 2007; Xiao, 2015). Nesse sentido, estudos revelaram os efeitos da hipóxia no sangue, parâmetros bioquímicos e imunológicos em espécies como *Prochilodus nigricans* (Val et al., 2015), *Micropterus salmoides* (Yang et al., 2017), *Sparus aurata* (Araújo-Luna et al., 2018), *Oreochromis niloticus* (Li et al., 2018) e *Lophiosilurus alexandri* (Baldissera et al., 2018), que são bons indicadores da situação dos animais em condições inadequadas.

O Pacamã *Lophiosilurus alexandri* é uma espécie brasileira de água doce endêmica na bacia do rio São Francisco (Shibata, 2003). Esta espécie apresenta comportamento sedentário e preferência por ambientes lênticos em regiões arenosas ou rochosas (Travassos, 1959; Luz et al., 2011), onde podem ocorrer baixos níveis de oxigênio. Com base no exposto, o objetivo deste estudo é avaliar as respostas hemogasométricas, hematológicas e bioquímicas em juvenis de *L. alexandri* submetidos à hipóxia e subsequente recuperação à hipóxia.

### **5.3. MATERIAL E MÉTODOS**

Este experimento foi conduzido no Laboratório de Aquicultura (Laqua) da Universidade Federal de Minas Gerais, UFMG, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil e foi aprovado pelo Comissão de Ética no Uso de Animais da Universidade Federal de Minas Gerais (número do protocolo: 61 / 2019).

#### **5.3.1. Peixes e condições experimentais**

Os dados a seguir são expressos em média e desvio padrão. Um total de 48 juvenis com  $360,0 \pm 141,6$  g e  $26,6 \pm 3,0$  cm, foram distribuídos e aclimatados por 15 dias em oito tanques (120 L) em um sistema de recirculação de água, com filtros biológicos e mecânicos, numa densidade de seis animais por tanque. Os peixes foram alimentados até a saciedade aparente duas vezes ao dia (8h00 e 16h00) com uma dieta extrusada comercial (FRI-AQUA 38% de proteína bruta). Durante esse período, a qualidade da água permaneceu em: oxigênio dissolvido (OD)  $5,10 \pm 0,56$  mg L<sup>-1</sup>; temperatura  $28,9 \pm 0,28$  °C; pH  $7,04 \pm 0,11$ ; amônia total  $0,05 \pm 0,01$  mmol L<sup>-1</sup>. A concentração de oxigênio

dissolvido e a temperatura foram medidas usando um oxímetro digital (modelo EcoSense - DO200A), o pH foi mensurado usando peagâmetro (modelo KASVI - K39) e amônia total por meio de um kit comercial (LabconTest®).

Com o objetivo de promover uma condição de hipóxia, o fluxo de água e a aeração artificial de quatro tanques foram interrompidos para diminuir a concentração de OD. Após atingir cerca de  $2,00 \text{ mg L}^{-1}$ , o fluxo de água foi novamente ligado, permanecendo baixo, mantendo, assim, a concentração de OD à  $2,12 \pm 0,90 \text{ mg L}^{-1}$  durante 48 h. Nos demais tanques (controle), o fluxo de água e a aeração permaneceram estáveis e o OD mantido a  $5,60 \pm 0,31 \text{ mg L}^{-1}$ . Após 48 h, o fluxo de água e a aeração foram restabelecidos e o OD foi mantido em  $5,30 \pm 0,47 \text{ mg L}^{-1}$ , semelhante ao controle. Os animais ficaram nessas condições por mais 48 h, totalizando 96 h. Durante o experimento, os animais foram alimentados duas vezes ao dia até a saciedade aparente com a mesma dieta comercial usada no período de aclimação.

### **5.3.2. Amostragens e análises hemogasométricas, hematológicas e bioquímicas**

Seis peixes de cada tratamento foram coletados às 24 e 48 h de hipóxia e às 24 e 48 h de recuperação. Os peixes foram contidos em um pano úmido apropriado e, de cada animal, duas amostras de sangue foram coletadas por punção venosa caudal com acesso ventral, utilizando-se seringas heparinizadas. Na primeira amostra,  $300 \mu\text{l}$  de sangue, colocados em microtubos no gelo, foram utilizados para análise dos gases sanguíneos e subsequente determinação dos seguintes parâmetros: pH,  $\text{PvCO}_2$  (pressão parcial de dióxido de carbono),  $\text{PvO}_2$  (pressão parcial de oxigênio),  $\text{sO}_2$  (saturação de oxigênio), cLac (lactato),  $\text{K}^+$ ,  $\text{Na}^+$ ,  $\text{Cl}^-$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{HCO}_3^-$  (bicarbonato),  $\text{stHCO}_3^-$  (bicarbonato padrão) e BE (excesso de base). Essas análises foram realizadas utilizando um analisador de gases sanguíneos (ABL800 BASIC-Radiometer®), com a temperatura da água e a concentração de oxigênio corrigidas no equipamento, de acordo com os tratamentos experimentais.

Na segunda amostragem sanguínea, cerca de um mililitro de sangue foi coletado para avaliação dos parâmetros hematológicos e bioquímicos. O hematócrito (%) foi determinado usando tubos capilares preenchidos com até dois terços do sangue. Os tubos foram centrifugados por 10 min a 10000 rpm (Micro SPIN 1000) e, em seguida, o hematócrito foi lido em um micro-hematócrito usando uma escala apropriada. A proteína plasmática foi medida usando um refratômetro portátil (RHC 200-ATC, Huake Instrument Co., Ltd). A concentração de hemoglobina foi determinada pela reação de

cianomethemoglobina usando um kit comercial (Ref. K023-1 QUIBASA Química Basic Ltda. Bioclin). As contagens de eritrócitos e leucócitos foram realizadas utilizando um hemocítmetro com o auxílio de um microscópio óptico com aumento de 400X e dentro de 24 horas após a coleta. O sangue restante foi centrifugado durante 10 min a 4000 rpm para separação do plasma e as concentrações plasmáticas de glicose, triglicérides e colesterol foram determinadas pelo método enzimático-colorimétrico (reação de Trinder). Todos os parâmetros bioquímicos foram analisados com kits comerciais (Bioclin® - Belo Horizonte, Brasil -www.bioclin.com) e lidos em espectrofotômetro (Biochrom Libra S22).

### **5.3.3. Análise estatística**

Todos os dados foram analisados (SigmaPlot® Software, versão 12.0) em um delineamento inteiramente casualizado por ANOVA duas vias. A normalidade dos dados e a homocedasticidade das variâncias foram avaliadas pelos testes de Shapiro-Wilk e Levene, respectivamente, seguidos pelo teste post-hoc de Tukey, com 5% de probabilidade. Os dados são apresentados como média e erro padrão (S.E).

## **5.4. Resultados**

### **5.4.1 Parâmetros hemogasométricos**

Os resultados dos gases no sangue são apresentados na Tabela 1. Não foram observadas diferenças significativas no pH no grupo controle durante os períodos observados ( $P > 0,05$ ). No grupo hipóxia, o pH apresentou o maior valor às 24 h de recuperação ( $P = 0,005$ ). Comparando os grupos controle e hipóxia, observou-se diferença significativa às 24 h de recuperação, nos quais os animais submetidos à hipóxia apresentaram maior pH no sangue ( $P < 0,05$ ).

Para o  $PvCO_2$  ao longo do tempo, diferenças significativas foram observadas apenas no grupo submetido à hipóxia, com menor valor de  $PvCO_2$  às 24 h de recuperação e maior valor às 48 h de recuperação ( $P = 0,009$ ). Também foi observado menor valor de  $PvCO_2$  às 24 h de recuperação nos animais submetidos à hipóxia quando comparados ao grupo controle ( $P = 0,014$ ).

A PvO<sub>2</sub> permaneceu constante ao longo dos tempos de amostragem para o grupo submetido à hipóxia (P>0,05). No entanto, um valor mais alto foi observado às 48 h de hipóxia para o grupo controle em comparação com outros períodos (P=0,021). O grupo submetido à hipóxia apresentou menor PvO<sub>2</sub> às 48 h de hipóxia e maior PvO<sub>2</sub> às 48 h de recuperação, quando comparados aos seus respectivos grupos controle. Em relação à sO<sub>2</sub>, diferenças significativas foram observadas apenas às 24 horas de recuperação, nas quais houve um aumento dessa variável no grupo hipóxia quando comparado ao grupo controle (P = 0,006).

Não foram observadas diferenças significativas para os grupos controle ou hipóxia ao longo dos tempos de amostragem, nem entre os grupos controle e hipóxia para o lactato (cLac) e os eletrólitos K<sup>+</sup>, Na<sup>+</sup>, Cl<sup>-</sup>, Ca<sup>2+</sup> e HCO<sub>3</sub><sup>-</sup> (P>0,05). Para stHCO<sub>3</sub><sup>-</sup>, diferenças significativas foram observadas no grupo hipóxia ao longo dos tempos de amostragem, em que houve uma diminuição dessa variável às 48 h de hipóxia quando comparada às 24 h de hipóxia. Houve aumento do stHCO<sub>3</sub><sup>-</sup> no grupo submetido à hipóxia às 24 h de hipóxia (P=0,003), quando comparado ao grupo controle. O déficit de base (DB) permaneceu constante ao longo dos tempos de amostragem para o grupo controle, mas apresentou variações no grupo hipóxia, com maior valor às 24 h de hipóxia (P=0,035). Entre os grupos, os valores de DB no grupo hipóxia foram maiores às 24 h de hipóxia e às 48 h de recuperação em comparação ao controle (P=0,022).

Variáveis		Tempo			
		24 h	48 h	24 h	48 h
		Hipóxia	Hipóxia	Recuperação	Recuperação
pH	Controle	7.47 ± 0.02 Aa	7.42 ± 0.02 Aa	7.46 ± 0.02 Ab	7.39 ± 0.02 Aa
	Hipóxia	7.49 ± 0.02 ABa	7.46 ± 0.02 Ba	7.56 ± 0.02 Aa	7.42 ± 0.02 Ba
PvCO <sub>2</sub>	Controle	4.60 ± 0.31 Aa	5.62 ± 0.31 Aa	5.33 ± 0.31 Aa	5.48 ± 0.31 Aa
	Hipóxia	5.26 ± 0.34 ABa	4.33 ± 0.31 ABa	4.05 ± 0.38 Bb	5.73 ± 0.31 Aa
PvO <sub>2</sub>	Controle	15.47 ± 1.39 ABa	17.87 ± 1.38 Aa	11.90 ± 1.13 Ba	9.97 ± 1.60 Bb
	Hipóxia	14.68 ± 1.24 Aa	12.63 ± 1.60 Ab	13.63 ± 1.60 Aa	14.70 ± 1.39 Aa
sO <sub>2</sub>	Controle	41.47 ± 7.60 Aa	41.76 ± 8.34 Aa	23.73 ± 7.61 Ab	37.95 ± 7.61 Aa
	Hipóxia	41.92 ± 8.34 Aa	63.67 ± 7.61 Aa	54.77 ± 7.61 Aa	38.73 ± 7.61 Aa
cLac	Controle	0.10 ± 0.04 Aa	0.08 ± 0.03 Aa	0.08 ± 0.03 Aa	0.16 ± 0.03 Aa
	Hipóxia	0.04 ± 0.02 Aa	0.05 ± 0.04 Aa	0.00 ± 0.00 Aa	0.13 ± 0.04 Aa
K <sup>+</sup>	Controle	3.55 ± 0.22 Aa	3.90 ± 0.22 Aa	3.58 ± 0.22 Aa	4.08 ± 0.22 Aa
	Hipóxia	3.94 ± 0.24 Aa	3.42 ± 0.22 Aa	3.82 ± 0.22 Aa	4.20 ± 0.22 Aa
Na <sup>+</sup>	Controle	147.70 ± 5.72 Aa	146.00 ± 5.72 Aa	138.70 ± 5.72 Aa	149.80 ± 5.72 Aa
	Hipóxia	139.40 ± 6.27 Aa	140.00 ± 5.72 Aa	143.00 ± 5.72 Aa	142.00 ± 5.72 Aa
Cl <sup>-</sup>	Controle	143.30 ± 6.00 Aa	143.30 ± 6.00 Aa	133.70 ± 6.00 Aa	148.30 ± 6.00 Aa
	Hipóxia	135.60 ± 6.60 Aa	137.30 ± 6.60 Aa	139.30 ± 6.00 Aa	143.18 ± 6.00 Aa
Ca <sup>2+</sup>	Controle	1.12 ± 0.07 Aa	0.91 ± 0.07 Aa	0.82 ± 0.07 Aa	0.84 ± 0.09 Aa
	Hipóxia	1.06 ± 0.08 Aa	0.83 ± 0.07 Aa	0.70 ± 0.07 Aa	0.87 ± 0.11 Aa
HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	Controle	3.51 ± 0.14 Aa	4.22 ± 0.19 Aa	3.92 ± 0.18 Aa	3.50 ± 0.18 Aa
	Hipóxia	4.58 ± 0.31 Aa	3.67 ± 0.35 Aa	3.80 ± 0.08 Aa	4.38 ± 0.26 Aa
stHCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	Controle	7.46 ± 0.36 Ab	8.03 ± 0.36 Aa	7.40 ± 0.36 Aa	6.88 ± 0.36 Aa
	Hipóxia	8.60 ± 0.40 Aa	7.08 ± 0.36 Ba	7.77 ± 0.45 ABa	7.88 ± 0.36 ABa
DB	Controle	-22.35 ± 0.54 Ab	-21.67 ± 0.54 Aa	-22.13 ± 0.54 Aa	-23.31 ± 0.54 Ab
	Hipóxia	-20.60 ± 0.59 Aa	-22.90 ± 0.54 Ba	-21.57 ± 0.66 ABa	-21.48 ± 0.54 ABa

**Tabela 1.** Valores hemogasométricos (média ± erro padrão) de juvenis de *Lophiosilurus alexandri*. Variáveis medidas: potencial de hidrogênio (pH), pressão parcial de dióxido de carbono (PvCO<sub>2</sub> - mmHg), pressão parcial de oxigênio (PvO<sub>2</sub> - mmHg), saturação de oxigênio (sO<sub>2</sub>) - (%), lactato (cLac - mmol L<sup>-1</sup>), potássio (K<sup>+</sup> - mmol L<sup>-1</sup>), sódio (Na<sup>+</sup> - mmol L<sup>-1</sup>), cloreto (Cl<sup>-</sup> mmol L<sup>-1</sup>), cálcio (Ca<sup>2+</sup> - mmol L<sup>-1</sup>), bicarbonato (HCO<sub>3</sub><sup>-</sup> - mmol L<sup>-1</sup>), padrão bicarbonato (stHCO<sub>3</sub><sup>-</sup> - mmol L<sup>-1</sup>) e déficit de base (DB - mmol L<sup>-1</sup>).

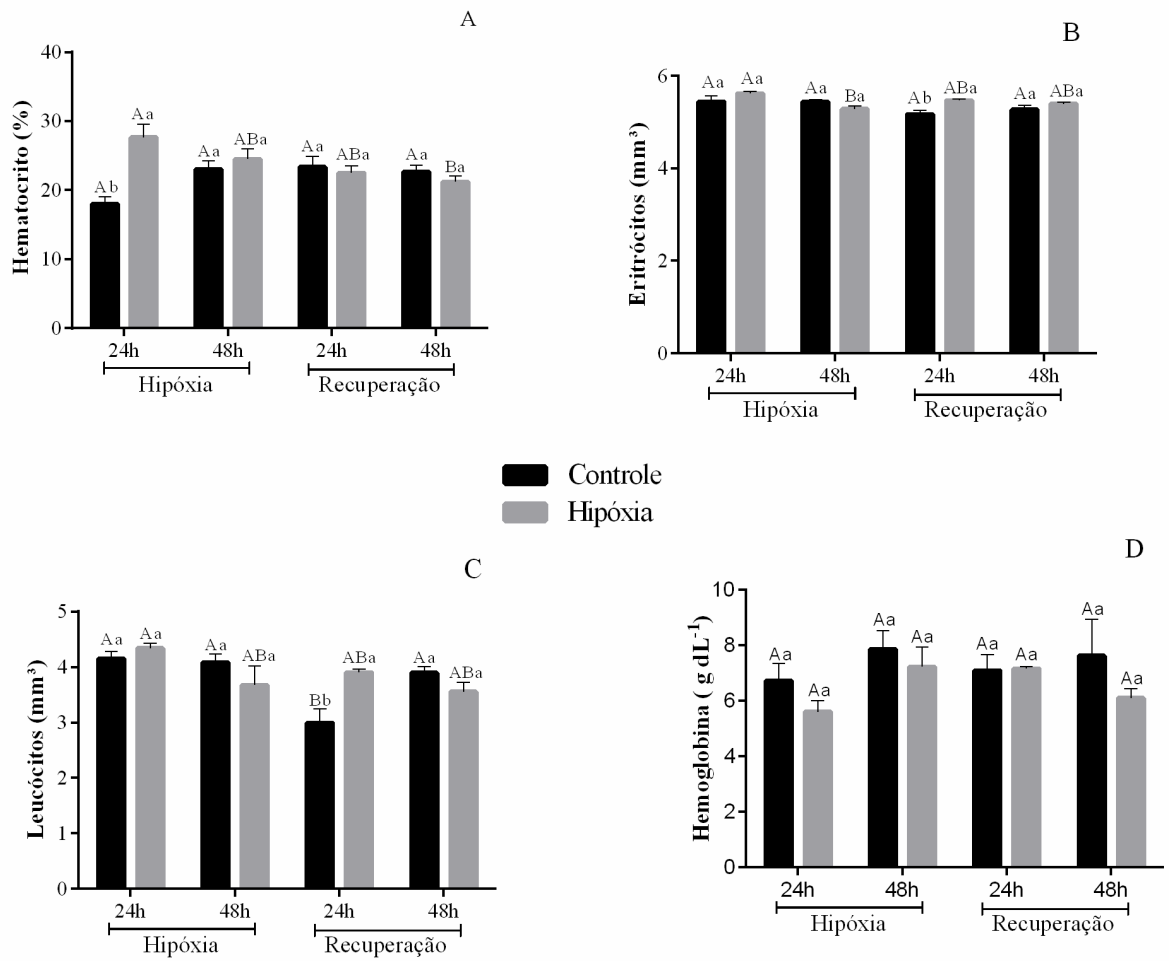
Letras maiúsculas comparam o tratamento controle (ou hipóxia) ao longo dos períodos de coleta. Letras minúsculas comparam os tratamentos (controle e hipóxia) dentro de cada período de coleta.

#### **5.4.2. Parâmetros hematológicos**

Para o hematócrito (Figura 1A), ocorreu diminuição no grupo submetido à hipóxia ao longo dos tempos de amostragem ( $P=0,015$ ), enquanto não houve diferença significativa para o grupo controle ( $P>0,05$ ). Houve um aumento no hematócrito no grupo hipóxia às 24 h de hipóxia em comparação ao grupo controle. No entanto, os valores foram semelhantes ao controle às 48 h de hipóxia, permanecendo desta forma na recuperação.

A contagem de eritrócitos (Figura 1B) não apresentou diferenças significativas ( $P>0,05$ ) entre o grupo controle ao longo dos tempos de amostragem, mas no grupo hipóxia a menor contagem foi registrada às 48 h de hipóxia ( $P=0,023$ ). Entre os grupos (controle e hipóxia), houve um aumento na contagem no grupo submetido à hipóxia às 24 h de recuperação, em relação ao grupo controle ( $P=0,007$ ).

Em relação à quantidade total de leucócitos (Figura 1C), houve uma diminuição na contagem ao longo dos tempos de amostragem para o grupo submetido à hipóxia ( $P=0,023$ ). Às 24 h de recuperação, ocorreu aumento na contagem de leucócitos no grupo hipóxia em comparação ao grupo controle. Os valores de hemoglobina (Figura 1D) permaneceram constantes em cada grupo ao longo dos tempos de amostragem e também entre os grupos nos diferentes tempos de amostragem ( $P>0,05$ ).



**Figura 2.** Variáveis Hematológicas de Juvenis de *L. alexandri* submetidos à hipóxia. Valores são expressos como médias  $\pm$  erro padrão. Letras maiúsculas comparam o tratamento controle (ou hipóxia) ao longo dos períodos de coleta. Letras minúsculas comparam os tratamentos (controle e hipóxia) dentro de cada período de coleta.

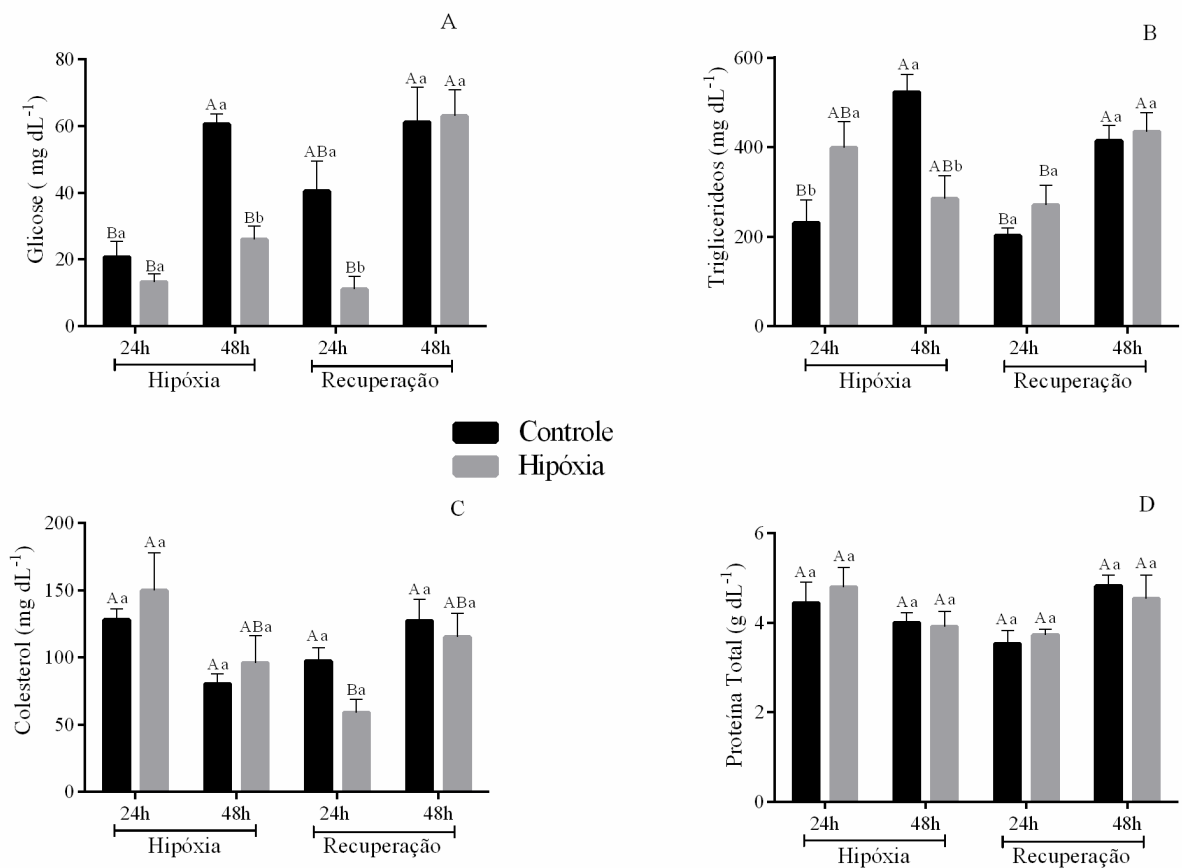
### 5.4.3. Parâmetros bioquímicos

A glicose plasmática (Figura 2A) no grupo controle foi menor às 24 h de hipóxia ao longo dos tempos de amostragem ( $P < 0,001$ ). No grupo hipóxia, a glicose apresentou os maiores valores em 48 h de recuperação à hipóxia ( $P < 0,001$ ). Entre os grupos, houve diminuição dos níveis de glicose no grupo submetido à hipóxia às 48 h de hipóxia e às 24 h de recuperação, em comparação ao grupo controle. No entanto, às 48 h de recuperação, não houve diferença significativa entre os grupos ( $P > 0,05$ ).

Os níveis de triglicerídeos variaram ao longo dos tempos de amostragem no grupo controle, com os valores mais baixos às 24 h de hipóxia e 24 h de recuperação ( $P = 0,009$ ) (Figura 2B). Entre os grupos, os níveis de triglicerídeos mais baixos foram apresentados no grupo hipóxia às 24 h de hipóxia e os maiores às 48 h de hipóxia ( $P = 0,004$ ).

O colesterol apresentou apenas variação no grupo hipóxia, com valores mais altos às 24 h de hipóxia e valores mais baixos às 24 h de recuperação ( $P = 0,002$ ) (Figura 2C). A proteína plasmática não mostrou diferença entre os tratamentos nos diferentes tempos de coleta e dentro de cada grupo ao longo do tempo (Figura 2D).





**Figura 3.** Variáveis bioquímicas de Juvenis de *L. alexandri* submetidos à hipóxia. Valores são expressos como médias  $\pm$  erro padrão. Letras maiúsculas comparam o tratamento controle (ou hipóxia) ao longo dos períodos de coleta. Letras minúsculas comparam os tratamentos (controle e hipóxia) dentro de cada período de coleta.

## 5.5 DISCUSSÃO

Não houve mortalidade dos juvenis de pacamã expostos aos testes de hipóxia e posterior recuperação à hipóxia no presente estudo. Mattioli et al. (2018) também não encontraram mortalidade em juvenis de pacamã submetidos à testes de exposição ao ar por 30 minutos. Em relação à sobrevivência, considera-se que a interação moderada com os agentes estressores pode induzir à respostas adaptativas nos peixes, e com isso reestabelecer a homeostase do organismo do animal, frente a possíveis desafios. No entanto, agentes estressores intensos ou mais prolongados, podem gerar consequências negativas para o bem-estar animal (Stoot et al., 2014).

Observa-se na Tabela 1 maior  $PvO_2$  no grupo em hipóxia às 48 h de recuperação (14.70 mmHg) e menor às 48 h de hipóxia (12.63 mmHg), enquanto a  $PvCO_2$  apresentou o menor valor em 24 h de recuperação (4,05 mmHg). Essas respostas podem ser atribuídas ao fato de que os animais ficam mais agitados e aumentam os batimentos operculares após o retorno dos níveis de oxigênio da água (Becker et al. 2017; Mattioli et al., 2019), permitindo aumento do fluxo sanguíneo branquial e favorecendo a dilatação dos vasos sanguíneos e o aumento da perfusão das lamelas branquiais e assim a troca de gases e sua utilização pelos tecidos (Brauner et al. 2000).

O valor de pH no presente estudo apresentou maior valor durante as 24 h de recuperação à hipóxia, o que também foi demonstrado por Mattioli et al. (2019) em *L. alexandri* submetido à exposição ao ar por 30 minutos e também por Val et al. (2015) em *Prochilodus nigricans*, onde submeteram os animais em condições de hipóxia e os valores de pH diminuíram com o tempo (1 a 5 horas de hipóxia), retornando ao seu valor basal após 6 horas de recuperação. Os autores (Mattioli et al., 2019; Val et al., 2015) relataram um desequilíbrio ácido-base, no qual os peixes sofreram acidose respiratória e, como consequência, acidose metabólica, uma vez que os valores de pH e bicarbonato plasmático foram alterados em relação ao grupo controle.

No presente estudo, o tempo de 24 h em hipóxia proporcionou um aumento significativo nos níveis de bicarbonato ( $stHCO_3^-$ ) (8.60 mmol L<sup>-1</sup>) e, às 24 h de recuperação houve um aumento no pH (7,56), o que supostamente preveniu a acidose e manteve o pH acima da neutralidade. Entretanto, observou-se que às 48 h de recuperação o valor do pH era semelhante ao do grupo controle. O Excesso de base no presente trabalho sofreu alteração em diferentes tempos isso ocorre devido a manutenção do equilíbrio ácido-básico do meio interno, de grande importância fisiológica e bioquímica,

uma vez que as atividades das enzimas celulares, trocas eletrolíticas e manutenção do estado estrutural das proteínas dos organismos são profundamente influenciadas por pequenas alterações no pH sanguíneo (Macari, 1994)

Em contrapartida a elevação na concentração de CO<sub>2</sub> no sangue é capaz de desencadear respostas cardiorrespiratórias (Porteus et al., 2012). No entanto, o aumento na pressão de CO<sub>2</sub> e a diminuição do pH, são inevitáveis durante a hipercardia, mecanismo este utilizado para alterar o gradiente de difusão entre o sangue e água diminuindo a PvCO<sub>2</sub> (Milsom, 2012). O que explicaria também no presente estudo, os resultados de sO<sub>2</sub> em 24 horas de recuperação ser maior no grupo em hipóxia do que no controle, mostrando que o animal estava em recuperação do desequilíbrio respiratório.

As concentrações dos íons K<sup>+</sup>, Na<sup>+</sup>, Cl<sup>-</sup> e Ca<sup>2+</sup> não apresentaram diferenças significativas nem durante a hipóxia e nem durante a recuperação, mostrando que não ocorreram mudanças eletrolíticas no organismo dos juvenis de *L. alexandri*, diferentemente de outros estudos com outros fatores de estresse, como a exposição ao ar, estudada por Mattioli et al. (2019), onde foram encontradas respostas como acidose e estresse osmótico, porém nos estudos de Moreira et al. (2015) foi testado o estresse através do transporte com anestésico em juvenis de *O. niloticus* e também não foi observado variações nos níveis de cálcio. A homeostase iônica é fundamental para garantir o funcionamento celular adequado (Hwang et al., 2011). Da mesma forma, as consequências dos manejos de rotina da aquacultura podem gerar estresse em diferentes espécies e por isso, é conhecida por afetar a regulação da ionização dos peixes (Ashley, 2007).

O hematócrito teve um aumento às 24 h de hipóxia e depois se manteve semelhante ao grupo controle. Porém, em outras espécies de peixes submetidas a diferentes condições de estresse, não houve alterações nesse parâmetro, como em tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus* L) sob estresse por exposição ao ar (Silva et al., 2012) e em Catfish (*Leporacanthicus galáxias*) infectados por *Tripanosoma spp.* (Fujimoto et al., 2013). Já o aumento na concentração de eritrócitos às 24 h de recuperação pode ser devido a elevações do hematócrito, pois essas variáveis possuem relação direta, uma vez que são decorrentes do aumento da demanda de oxigênio, alterações no hematócrito em respostas de estresse, pode indicar hemoconcentração ou hemodiluição durante os distúrbios osmorregulatórios (Morgan e Iwama 1997).

A demanda no transporte de oxigênio em situações de estresse é ocasionada devido à ação das catecolaminas e corticosteroides que são liberados na corrente

sanguínea em situações em que organismo está respondendo à homeostase (Houston et al., 1996; Gomes, 2007). Além disso, podem indicar hemoconcentração ou hemodiluição provocadas por disfunção osmorregulatória (Houston et al., 1996) após atuação do agente estressor. Como é elevada a demanda de oxigênio após estresse, o aumento do hematócrito e número de eritrócitos, 48 h após exposição à hipóxia, podem estar relacionados ao recrutamento dos eritrócitos em resultado da ação das catecolaminas que estimulam a contração do baço, um importante sítio eritropoiético nos peixes teleósteos (Yamamoto, 1987; Tavares-Dias et al., 2008; Inoue et al., 2011).

Para os juvenis de *L. alexandri*, a quantidade de leucócitos do grupo em hipóxia foi maior às 24 h de recuperação, pois a liberação de hormônios glicocorticóides como resposta ao desequilíbrio homeostático, reflete de forma quantitativa sobre os leucócitos devido à ação modeladora do cortisol e ocorre redução da atividade fagocitária e da migração de leucócito para área afetada (Tavares-Dias e Moraes, 2004). Apesar de ter sido realizada a contagem diferencial de leucócitos, algumas situações de estresse têm levado à linfocitopenia, neutrofilia e monocitofilia (Tavares-Dias e Moraes, 2004; Ranzani-Paiva et al., 2013).

A hemoglobina está diretamente relacionada com o aumento da demanda de oxigênio após a exposição dos peixes a uma condição de estresse. O oxigênio é pouco solúvel no plasma, portanto, para um transporte eficiente de oxigênio para os tecidos, faz-se necessária a hemoglobina (Damsgaard et al. 2015). Assim, nesse estudo não houve alteração nas concentrações de hemoglobina nos grupos submetidos à hipóxia e posterior recuperação. Silva et al. (2012), submetem tilápias do Nilo (*O. niloticus*) a estresse por exposição ao ar e também não observaram variação nas concentrações de hemoglobina em relação ao controle. Outras respostas ao estresse podem comprometer a absorção de ferro, inibir a síntese de hemoglobina ou causar competição pelo sítio de ligação ao oxigênio, o que pode causar hemodiluição ou anemia nos peixes, reduzindo a capacidade de transporte de oxigênio para os tecidos (Affonso et al., 2002; Jung et al., 2003; Das et al., 2006). Os resultados para a hemoglobina no presente estudo refletem uma adaptação metabólica desta espécie à hipóxia, indicando que os animais foram capazes de lidar com essa condição de estresse.

Com relação às variáveis bioquímicas (Figura 2), houve diminuição nas concentrações de glicose em ambos os grupos controle e hipóxia, às 24 h, o que pode ter sido ocasionado pela suspensão da alimentação no dia anterior ao experimento. Entretanto, a alimentação voltou a ser fornecida no dia seguinte, mas apenas o grupo

controle voltou a comer normalmente, o que pode explicar a permanência na redução da glicemia às 48 h de hipóxia e às 24 h de recuperação. Somente às 48 h de recuperação observa-se retorno dos níveis normais de glicose do grupo submetido à hipóxia similares ao grupo controle.

As concentrações de triglicerídeos no plasma do grupo em hipóxia, às 24 h, foram maiores em relação ao grupo controle. Observa-se que esse aumento pode estar relacionado à quebra de importantes reservas lipídicas através do fígado, músculo ou tecido adiposo, disponibilizando os triglicerídeos no sangue, como forma de compensar a ausência dessa fonte de energia a partir do alimento e à falta de glicose. Em 48 h de hipóxia a concentração de triglicerídeos apresenta valores menores, essa redução pode ser explicada pelo gasto de energia, processo necessário para que os animais restaurem a homeostase. Os triglicerídeos são utilizados como fonte de energia para que um organismo realize diferentes processos metabólicos (Pavlidis et al., 2007; Tolussi et al., 2010).

No presente estudo a hipóxia não alterou a concentração de colesterol quando comparado ao grupo controle, mesmo que uma de suas principais características é estar associado ao aumento do cortisol, já que o colesterol é precursor para a síntese dos hormônios esteróides (Wedemeyer, 1985).

## **5.6. CONCLUSÃO**

Os resultados apresentados dos parâmetros hemogasométricos, hematológicos e bioquímicos neste estudo mostram que os juvenis de *Lophiosilurus alexandri* se adaptam bem às menores concentrações de oxigênio dissolvido na água durante 48 horas, sem apresentar mortalidade, ajustando suas variáveis fisiológicas para sobreviver nessa condição de estresse e retornando às condições normais após 48 horas de recuperação à hipóxia.

## 5.7. AGRADECIMENTOS

Agradecemos ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq-Brasil), à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES-Brasil) e à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG), pelo apoio financeiro e financiamento para o autor Ronald K. Luz (CNPq - Proc. 308547 / 2018-7).

## 5.8. REFERÊNCIAS

Abdel-Tawwab, M., Monier, M.N., Hoseinifar, S.H., Faggio, C., 2019. Fish response to hypoxia stress: growth, physiological and immunological biomarkers. *Fish Physiol. Biochem.* 45, 997-1013.

Adamante, W. B., Nuñez, A. P. O., Barcellos, L. J. G., Soso, A. B., e Finco, J. A., 2008. Stress in *Salminus brasiliensis* fingerlings due to different densities and times of transportation. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 60, 755–761.

Araújo-Luna, R., Ribeiro, L., Bergheim, A., Pousão-Ferreira, P., 2018. The impact of different rearing condition on gilthead seabream welfare: Dissolved oxygen levels and stocking densities. *Aquac. Res.* 49, 3845-3855.

Ashley, P.J., 2007. Fish welfare: current issues in aquaculture. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 104, 199-235.

Baldissera, M.D., Souza, C.F., Verdi, C.M., dos Santos, K.L.M., Da Veiga, M.L., da Rocha, M.I.U.M., Santos, R.C.V., Vizzotto, B.S., Baldisserotto, B., 2018. *Aeromonas caviae* inhibits hepatic enzymes of the phosphotransfer network in experimentally infected silver catfish: Impairment on bioenergetics. *J. Fish Dis.* 41, 469–474.

Baldissera, M.D., Souza, C.F., Boaventura, T.P., Nakayama, C.L., Baldisserotto, B., Luz, R.K., 2018. Purinergic signaling as a potential target of hypoxia stress-induced impairment of the immune system in freshwater catfish *Lophiosilurus alexandri*. *Aquaculture*, 496, 197-202.

Baldisserotto, B., 2009. *Fisiologia de peixes aplicada a piscicultura*. 2.ed. Santa Maria: UFSM, 350.

Barton, B.A., 2000. Salmonid fishes differ in their cortisol and glucose responses to handling and transport stress. *North American Journal of Aquaculture*, 62, 12–18.

Barton B.A., 2002. Stress in fishes: a diversity of responses with particular reference to changes in circulating corticosteroids. *Integrative and Comparative Biology*, 42, 517–525.

Cook, D. G., e Herbert, N. A., 2012. The physiological and behavioural response of juvenile kingfish (*Seriola lalandi*) differs between escapable and inescapable progressive hypoxia. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 413, 138–144.

Costas, B., Aragão, C., Ruiz-Jarabo, I., Vargas-Chacoff, L., Arjona, F. J., Dinis, M. T., Conceição, L. E. C., 2011. Feed deprivation in *Senegalese sole* (*Solea senegalensis*, Kaup, 1858) juveniles: effects on blood plasma metabolites and free amino acid levels. *Fish Physiology and Biochemistry*, 37, 495–504.

Damsgaard, C., Phuong, L. M., Huong, D. T. T., Jensen, F. B., Wang, T., e Bayley, M., 2015. High affinity and temperature sensitivity of blood oxygen binding in *Pangasianodon hypophthalmus* due to lack of chloride-hemoglobin allosteric interaction. *American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 308, 907–915.

Fujimoto, R. Y., Neves, M. S., Santos, R. F. B., Souza, N. C., Couto, M. V. S. do, Lopes, J. N. S., Eiras, J. C., 2013. Morphological and hematological studies of *Trypanosoma spp.*

infecting ornamental armored catfish from Guamá River-PA, Brazil. *Anais Da Academia Brasileira de Ciências*, 85, 1149–1156.

Fitzgibbon, Q. P., Strawbridge, A., e Seymour, R. S., 2007. Metabolic scope, swimming performance and the effects of hypoxia in the mulloway, *Argyrosomus japonicus* (Pisces: Sciaenidae). *Aquaculture*, 270, 358–368.

Gallo, V. P.; Civinini, A., 2003. Survey of the adrenal homolog in teleosts. *Int. Rev. Cell. Mol. Bio.*, 230, 89-187.

GholipourKanani, H., e Ahadizadeh, S., 2013. Use of propofol as an anesthetic and its efficacy on some hematological values of ornamental fish *Carassius auratus*. *SpringerPlus*, 2, 76.

Gilmore, K. L., Doubleday, Z. A., e Gillanders, B. M., 2018. Testing hypoxia: physiological effects of long-term exposure in two freshwater fishes. *Oecologia*, 186, 37–47.

Gomes, L. de C., 2007. Physiological responses of pirarucu (*Arapaima gigas*) to acute handling stress. *Acta Amazonica*, 37, 629–633.

Hoseini, S. M., Yousefi, M., Rajabiesterabadi, H., e Paktinat, M., 2014. Effect of short-term (0-72 h) fasting on serum biochemical characteristics in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Journal of Applied Ichthyology*, 30, 569–573.

Houston, A. H., Dobric, N., e Kahurananga, R., 1996. The nature of hematological response in fish. *Fish Physiology and Biochemistry*, 15, 339–347.

Hung, S. S. O., Liu, W., Li, H., Storebakken, T., e Cui, Y., 1997. Effect of starvation on some morphological and biochemical parameters in white sturgeon, *Acipenser transmontanus*. *Aquaculture*, 151, 357–363.

Hwang, P. P., Lee, T. H., Lin, L.Y., 2011. Ion regulation in fish gills: recent progress in



the cellular and molecular mechanisms. *Am. J. Physiol. Regul. Integr. Comp.* 301, 28-47.

Inoue, L. A. K. A., Afonso, L. O. B., Iwama, G. K., e Moraes, G., 2005. Effects of clove oil on the stress response of matrinxã (*Brycon cephalus*) subjected to transport. *Acta Amazonica*, 35, 289–295.

Inoue, L. A. K. A., Boijink, C. L., Ribeiro, P. T., Silva, A. M. D. da, e Affonso, E. G., 2011. Avaliação de respostas metabólicas do tambaqui exposto ao eugenol em banhos anestésicos. *Acta Amazonica*, 41, 327–332.

Jerez-Cepa, I., Ruiz-Jarabo, I., Mancera, J.M., 2019. Bienestar Animal en la Acuicultura de Peces: Atenuación del Estrés a través de la Dieta y mediante el Empleo de Anestésicos durante el Transporte, en da. *Derecho Animal (Forum of Animal Law Studies)*, 10/4.

Joyce, W., Gesser, H., Bayley, M., e Wang, T., 2015. Anoxia and Acidosis Tolerance of the Heart in an Air-Breathing Fish (*Pangasianodon hypophthalmus*). *Physiological and Biochemical Zoology*, 88, 648–659.

Keen, A. N., e Gamperl, A. K., 2012. Blood oxygenation and cardiorespiratory function in steelhead trout (*Oncorhynchus mykiss*) challenged with an acute temperature increase and zatebradine-induced bradycardia. *Journal of Thermal Biology*, 37, 201–210.

Konkal, P., Ganesh, C.B., 2020. Exposure to hypoxia inhibits pituitary-testicular activity in the fish *Oreochromis mossambicus*. *Aquaculture*, 515.

Lai, Yu-Hsuan., Krishna Choudhary., Sara C. Cloutier., Zheng Xing., Sharon Aviran., Elizabeth J. Tran., 2019. Genome-wide Discovery of DEAD-box RNA Helicase Targets Reveals RNA 2 Structural Remodeling in Transcription Termination. *Genetics: Early Online*.

Laiz-Carrión, R., Viana, I. R., Cejas, J. R., Ruiz-Jarabo, I., Jerez, S., Martos, J. A., e Mancera, J. M., 2012. Influence of food deprivation and high stocking density on

energetic metabolism and stress response in red porgy, *Pagrus pagrus* L. *Aquaculture International*, 20, 585–599.

Lankford, S. E., Adams, T. E., Cech, Jr., J. J., 2003. Time of day and water temperature modify the physiological stress response in green sturgeon, *Acipenser medirostris*. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular e Integrative Physiology*, 135, 291–302.

Li, M., Qi, C., Li, E., Du, Z., Qin, J.G., Chen, L., 2018. Metabolic response of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) to acute and chronic hypoxia stress. *Aquaculture*, 495, 187-195.

Lima, L.C., Ribeiro, L.R., Leite, L.R., Melo, D.C., 2006. Estresse em peixes. *Revista Brasileira Reprodução Animal*, 30, 113-117.

Lima Boijink, C., Florindo, L. H., Leite, C. A. C., Kalinin, A. L., Milsom, W. K., e Rantin, F. T., 2010. Hypercarbic cardiorespiratory reflexes in the facultative air-breathing fish jeju (*Hoplerythrinus unitaeniatus*): the role of branchial CO<sub>2</sub> chemoreceptors. *Journal of Experimental Biology*, 213, 2797–2807.

Long, L., Zhang, H., Ni, Q., Liu, H., Wu, F., Wang, X., 2019. Effects of stocking density on growth, stress, and immune responses of juvenile Chinese sturgeon (*Acipenser sinensis*) in a recirculating aquaculture system. *Comp. Biochem. Physiol.* 219, 25-34.

Macari, M.; Furlan, R.L.; Gonzalez, E., 1994. *Fisiologia aviária aplicada a frangos de corte*. Jaboticabal: Universidade Estadual Paulista.

Magnoni, L. J., Eding, E., Leguen, I., Prunet, P., Geurden, I., Ozório, R. O. A., e Schrama, J. W., 2018. Hypoxia, but not an electrolyte-imbalanced diet, reduces feed intake, growth and oxygen consumption in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Scientific Reports*, 8.

Milsom, W. K., 2012. New insights into gill chemoreception: Receptor distribution and roles in water and air breathing fish. *Respiratory Physiology & Neurobiology*, 184, 326–339.

- Moreira, A.G., Coelho, A.A., Albuquerque, L.F., Moreira, R.T., Farias, W.R., 2015. Efeito do eugenol como agente mitigador do estresse no transporte de juvenis de tilápia do Nilo. *Pesq. Vet. Bras.* 35, 893-898.
- Pérez-Jiménez, A., Cardenete, G., Hidalgo, M. C., García-Alcázar, A., Abellán, E., e Morales, A. E., 2012. Metabolic adjustments of *Dentex dentex* to prolonged starvation and refeeding. *Fish Physiology and Biochemistry*, 38, 1145–1157.
- Pérez-Jiménez, A., Guedes, M. J., Morales, A. E., e Oliva-Teles, A., 2007. Metabolic responses to short starvation and refeeding in *Dicentrarchus labrax*. Effect of dietary composition. *Aquaculture*, 265, 325–335.
- Porteus, C. S., Brink, D. L., e Milsom, W. K., 2012. Neurotransmitter profiles in fish gills: Putative gill oxygen chemoreceptors. *Respiratory Physiology & Neurobiology*, 184, 316–325.
- Ranzani-Paiva, M.J.T, Padua, S.B., Tavares-Dias, M., Egami, M.I., 2013. Métodos para análises hematológicas em peixes. Maringá: EDUEM, 144.
- Refaey, M.M., Li, D., Tian, X., Zhang, Z., Zhang, X., Li, L., Tang, R., 2018. High stocking density alters growth performance, blood biochemistry, intestinal histology, and muscle quality of channel catfish *Ictalurus punctatus*. *Aquaculture*, 492, 73-81.
- Roth B, Rotabakk B.T., 2012. Stress associated with commercial longlining and recreational fishing of saithe (*Pollachius virens*) and the subsequent effect on blood gases and chemistry. *Fish Res.* 115, 110–114.
- Satake, M.M., Hisano, H., Pádua, S.B., Tavares-Dias, M., 2009. Relação peso comprimento, fator de condição e parâmetros hematológicos de dourado (*Salminus brasiliensis*) cultivado em condições experimentais. *Bol. Pesqui. Des. Embrapa Agropec. Oeste*, 51, 1-22.
- Schreck, C. B., 2010. Stress and fish reproduction: The roles of allostasis and hormesis. *Gen. Comp. Endocrinol*, 165, 549-556.

Schreck, C. B., e Tort, L., 2016. The Concept of Stress in Fish. *Biology of Stress in Fish - Fish Physiology*, 1–34.

Sena, A.C., Teixeira, R.R., Ferreira, E.L., Heinzmann, B.M., Baldisserotto, B., Caron, B.O., Schmidt, D., Couto, R.D., Copatti, C.E., 2016. Essential oil from *Lippia alba* has anaesthetic activity and is effective in reducing handling and transport stress in tambacu (*Piaractus mesopotamicus* × *Colossoma macropomum*). *Aquaculture*, 465, 374-379.

Shibata, O.A., 2003. Family Pseudopimelodidae. In: Reis, R.E., Kullander, S.O, Ferrars Junior, C.J. Check list of the freshwater fishes of South and Central America. Porto Alegre: EDIPUCRS, 401-405.

Silva, R. D. da, Rocha, L. O., Fortes, B. D. A., Vieira, D., e Fioravanti, M. C. S., 2012. Parâmetros hematológicos e bioquímicos da tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus* L.) sob estresse por exposição ao ar. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 32, 99–107.

Souza Neves, M., Barbas, L.A.L., Fujimoto, R.Y., 2014. Hematology and recovery response in jacundá, *Crenicichla saxatilis* (Linnaeus, 1758) after short-term handling stress. *J. Appl. Ichthyol*, 30, 42-47.

Souza R.H.D, Soncini R, Glass ML, Sanches JR, Rantin FT., 2001. Ventilation, gill perfusion and blood gases in Dourado, *Salminus maxillosus* Valenciennes (*Teleostei, Characidae*), exposed to graded hypoxia. *J Comp Physiol B*. 171, 483– 489.

Stoot, L. J., Cairns, N. A., Cull, F., Taylor, J. J., Jeffrey, J. D., Morin, F., Cooke, S. J., 2014. Use of portable blood physiology point-of-care devices for basic and applied research on vertebrates: a review. *Conservation Physiology*, 2, 11–11.

Tavares-Dias, M., Moraes, F.R., 2004. Hematologia de peixes teleósteos. Ribeirão Preto: Villimpress. 144.

Tavares-Dias M, de Moraes FR., 2008. Leukocyte and thrombocyte reference values for channel catfish (*Ictalurus punctatus*), with an assessment of morphologic, cytochemical, and ultrastructural features. *Vet Clin Pathol*. 36, 4954.

Travassos, H., 1959. Nótula sobre o pacamã *Lophiosilurus alexandri*. Steindachner. Atlas da Sociedade de Biologia, 4, 1-2.

Urbinati, E. C., de Abreu, J. S., da Silva Camargo, A. C., e Landinez Parra, M. A., 2004. Loading and transport stress of juvenile matrinxã (*Brycon cephalus*, *Characidae*) at various densities. *Aquaculture*, 229, 389–400.

Val, A. L., Gomes, K. R. M., e de Almeida-Val, V. M. F., 2015. Rapid regulation of blood parameters under acute hypoxia in the Amazonian fish *Prochilodus nigricans*. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 184, 125–131.

Wenderlaar Bonga S.E., 1997. The stress response in fish. *Physiol. Rev.* 77, 591-625.

Xiao, W., 2015. The hypoxia signaling pathway and hypoxic adaptation in fishes. *Science China Life Sciences*, 58, 148–155.

Wedemeyer, G., 1985. Development and evaluation of transport media to mitigate stress and improve juvenile salmon survival in Columbia River bagging and trucking operations. Contract Report to Bonneville Power Administration, Portland, Oregon, 82, 19.

Yang, S., Yan, T., Wu, H., Xiao, Q., Fu, H. M., Luo, J., Li, S. J., 2017. Acute hypoxic stress: Effect on blood parameters, antioxidant enzymes, and expression of HIF-1alpha and GLUT-1 genes in largemouth bass (*Micropterus salmoides*). *Fish & Shellfish Immunology*, 67, 449–458.

Yarahmadi, P., Miandare, H. K., Fayaz, S., e Caipang, C. M. A., 2016. Increased stocking density causes changes in expression of selected stress- and immune-related genes, humoral innate immune parameters and stress responses of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Fish & Shellfish Immunology*, 48, 43–53.

Zhang, C.-N., Li, X.-F., Tian, H.-Y., Zhang, D.-D., Jiang, G.-Z., Lu, K.-L., Liu, W.-B., 2015. Effects of fructooligosaccharide on immune response, antioxidant capability and

HSP70 and HSP90 expressions of blunt snout bream (*Megalobrama amblycephala*) under high ammonia stress. *Fish Physiology and Biochemistry*, 41, 203–217.

## **6. CONSIDERAÇÕES FINAIS**

Existem poucos estudos em relação às alterações fisiológicas a partir de fatores de estresse em juvenis de *Lophiosilurus alexandri*, especialmente com hipóxia, que é uma condição recorrente nos sistemas de produção de peixes. O presente estudo apresentou respostas importantes sobre a espécie e seu comportamento, como mudanças gasométricas, hematológicas e bioquímicas durante um período de hipóxia e posterior recuperação com o restabelecimento da oxigenação. Entretanto, mais estudos são necessários para melhor conhecer a fisiologia do animal, como alterações histológicas e possíveis mudanças no seu desempenho.