

Universidade Federal de Minas Gerais

Efeito da salinidade da água sobre juvenis de pacamã *Lophiosilurus alexandri*

Cristiano Campos Mattioli

Belo Horizonte
2014

Cristiano Campos Mattioli

Efeito da salinidade da água sobre juvenis de pacamã *Lophiosilurus alexandri*

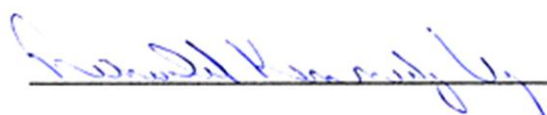
Dissertação apresentada à Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais como requisito parcial para a obtenção do título de Mestre em Zootecnia

Área: Produção Animal

Prof. Orientador: Ronald Kennedy Luz

Belo Horizonte
2014

Dissertação defendida e aprovada em 24 de janeiro de 2014, pela Comissão
examinadora composta por:



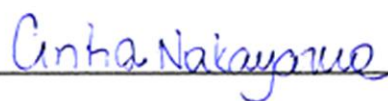
Prof. Ronald Kennedy Luz (Orientador)



Prof. Kleber Campos Miranda Filho



Dr. Rodrigo Takata



Prof.ª Cintia Labussiére Nakayama

Dedicatória:

Aos meus pais, João Batista e Elaine,

Que desde o início desta caminhada, sempre estiveram ao meu lado, apoiando e me incentivando a sempre alcançar meus ideais.

Meu irmão, Matheus,
Mostrando sempre que nós podemos vencer todos os obstáculos.

AGRADECIMENTOS

Ao Prof. Dr. Ronald Kennedy Luz, que acreditando em meu potencial, tornou possível o desenvolvimento e a realização deste trabalho, cultivando tanto o espírito crítico e científico, como também a amizade, o respeito e o crescimento pessoal, lapidados ao longo desta jornada.

A Prof^a. Dr^a. Fabiola de Oliveira Paes Leme, e seus alunos, pela amizade, coorientação e por disponibilizar seu laboratório para a realização das análises sanguíneas.

Ao Dr. Rodrigo Takata, pela amizade e colaboração científica na realização deste trabalho.

Ao Prof. Dr. Kleber, por todo apoio, preocupação e conselhos.

A Prof^a. Dr^a. Cintia Nakayama, pelos ensinamentos e amizade.

Ao Danilo pelo auxílio nas Análises estatísticas.

A CAPES/REUNI pela Bolsa concedida.

A FAPEMIG e ao MPA, pelo apoio financeiro.

A todos os professores, técnicos e colegas do LAQUA, pelo auxílio e companheirismo.

E a todas as pessoas que contribuíram para minha formação e realização deste trabalho, mesmo que indiretamente.

SUMÁRIO

	Página
RESUMO	11
ABSTRACT	12
1. INTRODUÇÃO.....	13
2. OBJETIVO	14
2.1. OBJETIVO GERAL	14
2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	14
3. REVISÃO DE LITERATURA	15
3.1. PACAMÃ	15
3.2. SALINIDADE DA ÁGUA	16
3.2.1. TESTE AGUDO EM PEIXES DE ÁGUA DOCE.....	17
3.2.2. TESTE CRÔNICO EM PEIXES DE ÁGUA DOCE	17
3.3. HEMATOLOGIA	18
3.3.1. HEMOGRAMA.....	19
3.3.2. ANÁLISE BIOQUÍMICA	20
4. MATERIAL E MÉTODOS.....	22
4.1. PEIXES.....	22
4.2. EXPERIMENTO 1: Efeito do choque osmótico e determinação da CL ₅₀ em juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i>	22
4.3. EXPERIMENTO 2: Efeitos da salinidade no desempenho, fisiologia e parâmetros sanguíneos de <i>Lophiosilurus alexandri</i>	23
4.4. DESEMPENHO	24
4.5. HEMATOLOGIA E BIOQUÍMICA SANGUÍNEA	25
4.6. ANÁLISE DA COMPOSIÇÃO DO PEIXE INTEIRO	26
4.7. ESTATÍSTICA.....	27

5. RESULTADOS	27
5.1. EXPERIMENTO 1. Efeito do choque osmótico e determinação da CL ₅₀ em juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i>	27
5.2. EXPERIMENTO 2. Efeitos da salinidade no desempenho, fisiologia e parâmetros sanguíneos de <i>Lophiosilurus alexandri</i>	32
6. DISCUSSÃO	46
7. CONCLUSÕES	54
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	55

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Parâmetros físico-químicos da água das caixas estoques utilizadas para as renovações diárias nas diferentes salinidades testadas.....	23
Tabela 2 - Valores médios (\pm desvio padrão) da sobrevivência (%) e glicose (mg/dL) de juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i> após 24 e 96 horas de iniciado o choque osmótico (experimento 1).....	29
Tabela 3 - Valores médios (\pm desvio padrão) das variáveis sanguíneas (hematológicas e bioquímicas) de juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i> após 24 horas de submetidos ao choque osmótico (experimento 1).....	29
Tabela 4 - Valores médios (\pm desvio padrão) de dados hematológicos, cortisol e osmolaridade de juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i> após 24 e 96 horas de iniciado o choque osmótico (experimento 1).....	31
Tabela 5 - Valores médios (\pm desvio padrão) de variáveis bioquímicas do sangue de juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i> após 24 e 96 horas de iniciado o choque osmótico (experimento 1)	33
Tabela 6 - Valores médios (\pm desvio padrão) das variáveis sanguíneas (hematológicas e bioquímicas) de juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i> após 24 horas de aclimação a diferentes salinidades da água (experimento 2)	35
Tabela 7 - Valores médios (\pm desvio padrão) de variáveis hematológicas de juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i> após 24 horas e 28 dias de criação nas diferentes salinidades da água (experimento 2).....	39
Tabela 8 - Valores médios (\pm desvio padrão) de variáveis hematológicas e bioquímicas de juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i> após 24 horas e 28 dias de criação nas diferentes salinidades da água (experimento 2).	41
Tabela 9 - Valores médios (\pm desvio padrão) da composição de peixe inteiro de <i>Lophiosilurus alexandri</i> após 28 dias de criação em diferentes salinidades da água (Experimento 2).....	43

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Pacamã <i>Lophiosilurus alexandri</i> . Fonte: Arquivo pessoal (2012)	15
Figura 2 - Valores médios (\pm desvio padrão) de hemoglobina, hematócrito, osmolaridade, íons Cl^- , cortisol e alanina transaminase (ALT) de juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i> após 24 horas de submetidos ao choque osmótico (experimento 1)	30
Figura 3 - Valores de sobrevivência de juvenis de pacamã em diferentes salinidades, durante o (experimento 2).....	34
Figura 4 - Valores médios (\pm desvio padrão) de osmolaridade, íons Cl^- , triglicérides, alanina transaminase (ALT) e glicose de juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i> após 24 horas de aclimação a diferentes salinidades (experimento 2)	36
Figura 5 - Valores médios (\pm desvio padrão) de hemoglobina, hematócrito, proteína plasmática total, albumina e cortisol de juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i> após 24 horas de aclimação a diferentes salinidades (experimento 2)	38
Figura 6 - Valores médios (\pm desvio padrão) de desempenho de juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i> após 28 dias de criação a diferentes salinidades (experimento 2).....	44
Figura 7 - Valores médios (\pm desvio padrão) da composição de juvenis de <i>Lophiosilurus alexandri</i> (peixe inteiro) de proteína bruta, energia e fósforo, após 28 dias de criação a diferentes salinidades (experimento 2).....	45

LISTA DE SIGLAS, ABREVIATURAS E SÍMBOLOS

ALT	Alanina Aminotransferase
ALB	Albumina
ANOVA	Análise de Variância
°C	Graus Celsius
Ca	Cálcio
CEUA	Comissão de Ética no Uso de Animais - UFMG
Cl ⁻	Íon Cloreto
cm	Centímetro
dL	Decilitro
EE	Extrato Etéreo
g	Grama
L	Litro
LAQUA	Laboratório de Aquicultura
µL	Micro litro
mg	Miligrama
min	Minuto
ml	Mililitro
mm	Milímetro
MM	Matéria Mineral
mOsmol	Miliosmol
mS	MiliSiemens
NaCl	Cloreto de sódio
ng	Nanograma
ns	Não Significativo
P	Fósforo
PB	Proteína Bruta
PPT	Proteína Plasmática Total
Pf	Peso Final
Pi	Peso Inicial
TCE	Taxa de Crescimento Específico Diária
UFMG	Universidade Federal de Minas Gerais
U/L	Unidade Internacional
VG	Volume Globular
Δt	Varição de dias entre as amostragens

RESUMO

O objetivo deste trabalho foi avaliar os efeitos letais e subletais de diferentes salinidades da água em juvenis de pacamã. No experimento 1, juvenis com $28,6 \pm 1,3$ g e $12,8 \pm 1,8$ cm, foram transferidos diretamente da água doce para as salinidades: água doce; 2,5; 5,0; 7,5; 10,0; 12,5 e 15,0 g de sal/L, em delineamento inteiramente casualizado com sete tratamentos e três repetições e observados por 96 horas. No experimento 2, juvenis com $15,5 \pm 0,8$ g e $11,0 \pm 1,0$ cm foram submetidos aos tratamentos: água doce; 2,5; 5,0; 7,5 e 10,0 g de sal/L, com três repetições cada, em delineamento inteiramente casualizado, durante 28 dias. No experimento 1, após 24 horas do choque osmótico, a CL_{50-24h} ficou em 11,67 g de sal/L, sendo que ao final de 96 horas, a sobrevivência foi de 100% até a salinidade de 7,5 g de sal/L, enquanto a 10,0 g de sal/L foi de 58,3%. Após 24 horas, alterações significativas na glicose, hemoglobina, osmolaridade, hematócrito, cortisol, alanina transaminase e íons Cl^- foram registrados. Porém, sem diferença significativa na proteína plasmática total, triglicérides, colesterol e albumina ($P > 0,05$). Comparando os dados de 24 horas e 96 horas, as respostas hematológicas e bioquímicas apresentaram diferentes resultados em função da variável analisada. No experimento 2, mortalidade total a 10 g de sal/L foi registrada no 21º dia de criação. Após 28 dias, a sobrevivência foi 100% entre água doce e 5 g de sal/L e 18% a 7,5 g de sal/L. Com relação ao ganho de biomassa e conversão alimentar foi registrada resposta quadrática com maior valor estimado, pela derivada das equações a 2,01 e 2,45 g de sal/L, respectivamente. O ganho de peso, ganho de peso diário e a taxa de crescimento específico apresentaram valores constantes até a salinidade estimada de 2,64, 2,63 e 2,83 g de sal/L, respectivamente, com redução dos valores em salinidades superiores. Na composição do peixe inteiro para fósforo foi registrada resposta quadrática com maior nível estimado a 3,24 g de sal/L e menor nível estimado para a derivada da equação a 0,98 g de sal/L, para proteína. Para a energia foram encontrados valores constantes até 2,15 g de sal/L. Comparando os dados hematológicos e bioquímicos com 24 horas e 28 dias, foram verificadas várias alterações em função do tempo de experimento, da salinidade e também da interação entre estes fatores, dependendo da variável analisada. A salinidade da água tem implicações diretas nas variáveis hematológicas, bioquímicas, desempenho e composição de carcaça de juvenis de pacamã, podendo ser empregada a salinidade de até 7,5 g de sal/L em banhos curtos e a 2,5 g de sal/L para longos períodos.

Palavras chave: desempenho, hematologia, bioquímica sanguínea, estresse

ABSTRACT

This work aims to evaluate the lethal and sub-lethal effect of different water salinities in pacamã juvenile. In experiment 1, juveniles of weight 28.6 ± 1.3 g and length 12.8 ± 1.8 cm were transferred directly from freshwater to salinities: 0 (freshwater), 2.5, 5.0, 7.5, 10, 12.5 and 15.0 g of salt/L, in a completely randomized design with seven treatments and three replications and observed for 96 hours. In experiment 2, juveniles of weight 15.5 ± 0.8 g and length 11.0 ± 1.0 cm were subjected to treatments: (0) freshwater, 2.5, 5.0, 7.5 and 10 g of salt/L with three random replications for 28 days. In experiment 1, after 24 hours of osmotic shock, the CL_{50-24h} was estimated at 11.67 g of salt/L and at the end of 96 hours, the survival rate was 100% up to salinity 7.5 g of salt/L, while at 10 g of salt/L was 58.3%. After 24 hours changes in glucose, hemoglobin, osmolarity, hematocrit, cortisol, ALT and Cl^- ions were recorded. However, no significant difference was found in total plasmatic protein, triglycerides, cholesterol and albumin ($P > 0.05$). Comparing the data of 24 and 96 hours, hematological and biochemical responses showed mixed results depending on the variable analyzed. In experiment 2, overall mortality at 10 g of salt/L was recorded in the 21th day of experiment. After 28 days, the survival rate was 100% between freshwater and 5 g of salt/L and 18% at 7.5 g of salt/L. In terms of biomass gain and feed conversion were measured quadratic response with higher estimated level at 2.01 and 2.45 g of salt/L, respectively. The weight gain, daily weight gain and specific growth rate showed constants until the estimated values of 2.64, 2.63 and 2.83 g of salt/L, respectively, with reduced values in higher salinity. In whole fish composition, for phosphorus was recorded quadratic response with the highest level estimated for this variables at 3.24 g of salt/L and lower estimate level for the derivative of equation at 0.98 g of salt/L for protein. For energy constant values were found to 2.15 g of salt/L. Comparing the hematological and biochemical data of 24 hours and 28 days, several changes were found considering time of experiment, salinity and also the interaction among these factors, depending on the variable analyzed. Water salinity has direct implications in following variables of *L. alexandri* juvenile: hematological, biochemical, performance and carcass composition and salinity up to 7.5 g salt/L in short bath period and 2.5 g/L in long period can be used.

Keywords: performance, hematology, blood biochemistry, stress

1. INTRODUÇÃO

A aquicultura é conceituada como sendo o cultivo de organismos cujo ciclo de vida se dá total ou parcialmente em meio aquático. É neste contexto que está inserida a piscicultura, que é um dos segmentos da produção animal que mais cresce no cenário mundial. De acordo com a FAO (2013), é previsto que até 2030 a demanda internacional de pescado aumente em mais 100 milhões de toneladas por ano.

O potencial brasileiro é promissor em relação ao panorama mundial, podendo se tornar um dos maiores produtores mundiais de pescado. Segundo o último levantamento estatístico divulgado pelo MPA em 2012, essa atividade já apresentou significativo crescimento nos últimos anos, passando de 278 mil toneladas em 2003 para 480 mil em 2010, o que equivale a 42% de incremento em menos de uma década. Já, a produção da piscicultura atingiu 60,2% de crescimento apenas entre 2007 e 2010. Em conjunto, a aquicultura cresceu 46,8%, entre 2007 e 2010, tornando a produção de pescado a que mais cresceu no mercado nacional de carnes no período.

A produção de peixes com qualidade é uma das principais exigências do mercado consumidor. Para isso, boas práticas de manejo precisam ser adotadas, visando atender os limites ambientais, o controle da qualidade da água, a adequação da ração ofertada, a limpeza e manutenção das estruturas, implementos de cultivo e a sanidade dos animais. Todos estes aspectos são fundamentais para que a atividade seja economicamente e ambientalmente viável.

Várias espécies de peixes podem se adaptar a condições ambientais desfavoráveis temporárias. No entanto, a alteração da salinidade para além da concentração corporal das diferentes espécies, principalmente as de água doce, pode fazer com que essas percam ou ganhem água ou sais de maneira irregular. Para estabilizar esse mecanismo de adaptação e manter a quantidade de sais do organismo em um determinado gradiente, os peixes gastam energia (Kurbel et al., 2008). Este gasto de energia pode acarretar em perdas econômicas, por estar diretamente ligado ao crescimento e ganho de peso do animal, o que não é desejado na cadeia produtiva.

Estudos têm analisado a influência da salinidade da água sobre o desenvolvimento dos peixes e o grau de concentração que afeta seu crescimento a partir de análises hematológicas, bioquímicas e comportamentais (Maciel, 2007). Desta forma, os perfis bioquímicos e as análises hematológicas fornecem informações importantes em relação ao estado clínico e

metabólico energético, proteico e mineral dos peixes (Santos et al., 2009). Além disso, oferecem subsídios na interpretação do funcionamento hepático, renal, pancreático, ósseo e muscular, podendo ser utilizados, não apenas para a avaliação clínica individual, mas também para a avaliação de lotes ou grupos de animais (González & Silva, 2006). Nesta perspectiva, o estudo sanguíneo atua como ferramenta que permite a avaliação das condições de defesa orgânica, permitindo ao pesquisador e/ou criador identificar as respostas dos peixes frente aos desafios de criação de forma eficaz e sem recursos em excesso, sugerindo a importância deste tipo de estudo.

2. OBJETIVO

2.1. OBJETIVO GERAL

Avaliar os efeitos da exposição aguda e crônica de diferentes salinidades da água em juvenis de pacamã.

2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Avaliar a tolerância de juvenis de pacamã ao choque osmótico em diferentes gradientes de salinidade da água;
- Avaliar alterações hematológicas em juvenis de pacamã submetidos ao choque osmótico em diferentes gradientes de salinidade da água;
- Avaliar alterações bioquímicas em juvenis de pacamã submetidos ao choque osmótico em diferentes gradientes de salinidade da água;
- Avaliar o desempenho de juvenis de pacamã criados em diferentes gradientes de salinidade da água;
- Avaliar alterações hematológicas e bioquímicas em juvenis de pacamã criados em diferentes salinidades da água;
- Avaliar o efeito de diferentes salinidades da água na composição bromatológica de juvenis de pacamã.

3. REVISÃO DE LITERATURA

3.1. PACAMÃ

O pacamã, *Lophiosilurus alexandri* (Steindachner, 1876), pertencente à família Pseudopimelodidae (ordem Siluriformes) e também é conhecido popularmente como pacamão, cururu, peixe sapo (Figura 1), sendo nativo da bacia do rio São Francisco, Minas Gerais (Shibata, 2003).



Figura 1 - Pacamã *Lophiosilurus alexandri*. Fonte: Arquivo pessoal.

É considerada uma espécie carnívora, de comportamento sedentário que habita ambientes lênticos (Travassos, 1959) e que podem atingir mais de 8 kg de peso corporal na natureza. As fêmeas liberam seus ovos de forma parcelada no substrato arenoso e o macho os fecunda, manifestando cuidado parental ao manter-se apoiado sobre o ninho (Sato et al., 2003).

Meurer et al. (2010) relataram que a espécie possui potencial de comercialização devido ao elevado valor de mercado pela carne saborosa e sem espinhos intramusculares, com rendimento de carcaça em torno de 84%. Mas sabe-se que prioritariamente, o pacamã vem sendo criado para fins de repovoamento, em função da forte pressão dos pescadores em capturar esta espécie em seu habitat natural. Por esses motivos, estudos têm sido direcionados para o desenvolvimento de sua reprodução, larvicultura, alevinagem e produção de juvenis em cativeiro (Sato et al., 2007; Luz & Santos, 2008a; Pedreira et al., 2008; Guimarães-Cruz et al.,

2009; Santos & Luz, 2009; Jomori et al., 2012; Luz et al., 2013; Santos et al., 2013). Porém, pouco se sabe sobre os efeitos da salinidade na fisiologia, hematologia, bioquímica sanguínea e metabolismo de juvenis de pacamã e peixes de água doce.

3.2. SALINIDADE DA ÁGUA

A piscicultura vem passando por um processo de intensificação o que, conseqüentemente, pode levar ao aparecimento de doenças e enfermidades. Dessa forma, produtos terapêuticos vêm sendo empregados. Dentre eles destaca-se o uso do sal comum por apresentar a vantagem de não ser tóxico aos peixes e ao ambiente quando utilizado corretamente (Altinok & Grizzle, 2001; Garcia et al., 2007).

Na larvicultura de peixes neotropicais, o uso do sal tem possibilitado resultados de sobrevivência e crescimento semelhantes e/ou superiores aos registrados em larvas cultivadas em água doce (Luz & Santos, 2008a; Santos & Luz, 2009; Jomori et al., 2012; Luz et al., 2013; Jomori et al., 2013), sendo a tolerância aos diferentes gradientes de salinidade dependente da espécie.

A salinização da água vem sendo utilizada, também, para o transporte e manejo de peixes de água doce como mitigadora do estresse (Wurts, 1995; Carneiro & Urbinati, 2001; Tsuzuki et al., 2001; Gomes et al., 2003). Para juvenis de peixes de água doce, a salinidade pode afetar a excreção de nitrogênio (Altinok & Grizzle, 2004), influenciar a atividade de enzimas digestivas pela presença do sal no conteúdo do trato intestinal e, conseqüentemente, a digestibilidade (Wang et al., 1997).

A variação de salinidade pode ainda induzir elevações no consumo de oxigênio (Maceina et al., 1980; Wang et al., 1997; Altinok & Grizzle, 2003) e alterar a atividade locomotora e ingestão de alimento afetando, assim, o crescimento do animal (Luz et al., 2008).

Entretanto, para que o sal possa ser usado na melhoria de práticas de manejo e transporte, é preciso conhecer o seu efeito agudo e crônico para as diferentes espécies e estágios de desenvolvimento.

3.2.1. TESTE AGUDO EM PEIXES DE ÁGUA DOCE

O conhecimento da sensibilidade dos peixes ao sal, com base em uma diversidade de interações osmorregulatórias, é um dos princípios básicos para a escolha de uma espécie a ser utilizada em ambientes susceptíveis a mudanças salinas (Niu et al., 2008; Tipsmark et al., 2008). Muitas espécies de água doce podem sofrer forte estresse e ameaça devido à sua incapacidade fisiológica de lidar com o estresse osmótico extremo. Constituintes bioquímicos e enzimas têm sido exploradas como potenciais marcadores para as inúmeras espécies de peixes, por serem considerados como parâmetros altamente sensíveis e confiáveis (Agrahari & Gopal, 2009). Porém, estudos sobre a sensibilidade de juvenis de peixes nativos produzidos no Brasil, ainda são escassos.

Estudos em laboratório, de tolerância a diferentes espécies de peixes à salinidade da água são realizados utilizando-se diluições do sal comum não iodado com água local não clorada, para avaliação dos efeitos agudos da salinidade, em ensaios de 96 horas de duração (Fashina-Bombata & Busari, 2003; Bringolf et al., 2005). Através destes testes agudos, os limites letais de salinidade podem sofrer variações a níveis inferiores, quando determinados, já que os peixes não são aclimatados previamente. Apesar de, no ambiente natural, as variações de salinidade possam ocorrer de maneira rápida, elas nunca são instantâneas como em testes de choque osmótico realizado em laboratório (Wu & Woo, 1983).

Portanto, sabe-se a importância de demonstrar as concentrações letais medianas (em termos da CL_{50} ; 96 h) para espécies de peixes nativos e comerciais, com vários gradientes salinos, em condições idênticas quanto à qualidade da água de diluição, de modo a comparar a sensibilidade dos mesmos de maneira inequívoca (Morgan et al., 1997; Howland et al., 2001).

3.2.2. TESTE CRÔNICO EM PEIXES DE ÁGUA DOCE

O cloreto de sódio é o produto mais utilizado para profilaxia e tratamento de várias enfermidades que afetam os organismos aquáticos (Stoskopf, 1993; Carnevia, 2001). Os efeitos deste produto nos peixes são: estímulo da secreção de muco, tanto na pele como nas brânquias, redução dos níveis de amônia no sangue e constrição dos filamentos branquiais (Kubitza & Kubitza, 1999). Mas também é considerado eficaz, quando utilizado em níveis não prejudiciais, por um período prolongado de tempo, para o controle de *Cichlidogyrus*

sclerosus (Vera & Vásquez, 1995), *Gyrodactylus* sp, *Trichodina* sp e *Ichthyophthirius* sp. (Silva, 2007). Entretanto, a tolerância à salinidade da água varia entre espécies, tendo como um dos principais fatores o tempo de exposição dos peixes e temperatura da água. Dessa forma, a avaliação da tolerância à salinidade da água para peixes é fundamental para permitir a utilização do sal comum com segurança (Saoud et al., 2007).

Diversas espécies de peixes possuem a capacidade de se adaptar permanentemente, a condições variadas de salinidade no ambiente de cultivo, já que conseguem regular sua pressão osmótica (Jobling, 1994). No entanto, esse controle constante dos sais do organismo por meio da osmoregulação, representa um gasto de energia para animal (Boeuf & Payan, 2001). Estima-se que o gasto energético durante a osmorregulação pode representar uma perda de cerca de 10% a 50% no metabolismo dos peixes (Marshall & Bryson, 1998). Tsuzuki et al. (2006) ressaltaram, ainda, que se houver um controle desse gasto energético, o metabolismo do animal irá direcionar suas reservas para outras funções metabólicas principais, como o crescimento. De acordo com Gracia-López et al. (2004) e Freitas (2005), o estudo dos efeitos salinidade, por um período prolongado no ambiente de cultivo, serve como uma importante ferramenta para a produção de alevinos de peixes, onde a compreensão destes efeitos no meio, está diretamente relacionado a maximização do crescimento e sobrevivência, além do gerenciamento e lucratividade da produção.

3.3. HEMATOLOGIA

A hematologia estuda as alterações dos padrões e dos distúrbios morfológicos das células do sangue (Blaxhall & Daisley, 1973). Análises hematológicas em peixes são consideradas de difícil interpretação devido às variações intra e interespecíficas. Estas diferenças podem ser atribuídas a várias causas que envolvam, principalmente, as seguintes características: procedimentos de amostragem de sangue e de laboratório (Dacie & Lewis, 1995; Fontainhas-Fernandes et al., 2003), oscilações sazonais (Jerônimo et al., 2011), tamanho e ontogenia (Kirschbaum et al., 2009), determinantes genéticos (Ranzani-Paiva et al., 2005), sexo (Atkinson & Judd, 1978), densidade populacional (Tavares-Dias et al., 2000), distribuição geográfica (Claver & Quaglia, 2009), habitat (Blaxhall & Daisley, 1973), comportamento alimentar da espécie (Bartlouni et al., 2006; Andrade et al., 2007) e estresse (Bolasina, 2006; Borges et al., 2007).

Entende-se que o sangue é um tecido conectivo de propriedades especiais, sendo assim, sua matriz extracelular é líquida (plasma), composta aproximadamente por 90% de água, 7% de proteínas (globulinas e albumina) que são imprescindíveis para manutenção da pressão sanguínea, além de hormônios, enzimas e eletrólitos variados (Ranzani-Paiva, 2007). A porção figurada do sangue é composta por eritrócitos, leucócitos e trombócitos cuja origem, desenvolvimento e função, principalmente dos leucócitos, não são conhecidas por completo nos peixes, causando controvérsias entre diferentes estudos (Tavares-Dias & Moraes, 2004).

As variáveis sanguíneas dos peixes auxiliam na avaliação dos efeitos da contaminação ambiental, disfunções alimentares, interações medicamentosas e ação de fatores ambientais estressores (Oliveira-Ribeiro et al., 2000). A análise do sangue facilita a detecção de alterações patológicas nos organismos e os desvios das condições normais do sangue observadas (Lopes, 2007). A hematopoiese sofre influência de diversos fatores biológicos e ambientais (Lombardi, 2004). Tais influências são capazes de produzir estresse e interferem na atividade da produção sanguínea (Brandão et al., 2006). A alteração na composição do plasma sanguíneo interfere no metabolismo animal, tornando possível a avaliação das alterações fisiológicas, a partir da adaptação do animal diante de desafios nutricionais e ambientais (Sheheridan & Mommsen, 1991).

3.3.1. HEMOGRAMA

Morfologicamente os eritrócitos maduros de peixes variam de ovais a elipsoidais com núcleo central. Este núcleo pode ocupar até um quarto do volume da célula e o eixo longitudinal do núcleo é paralelo ao da célula, exceto em algumas espécies, que possuem núcleo redondo (Mahoney & Macnulty, 1992). O citoplasma do eritrócito apresenta-se eosinofílico claro, homogêneo, podendo conter quantidade variável de pontos claros rarefeitos ou vacúolos associados à degeneração de organelas celulares (Thrall et al., 2007).

Os leucócitos são as células responsáveis pela defesa do organismo. Estes utilizam as vias sanguíneas para realizar o monitoramento de possíveis infecções ou injúrias teciduais (Tavares-Dias & Moraes, 2004). Integram diferentes linhagens celulares nas quais são diferenciados morfologicamente pela presença ou ausência de granulações, assim como pelas suas características morfológicas (Satake et al., 2009). De acordo com Tavares-Dias & Moraes (2004), não existe diferença na formação das células sanguíneas de peixes teleósteos dulcícolas e marinhos, e os leucócitos ou células brancas podem variar de tamanho, podendo

ser pequenos tanto quanto os linfócitos ou grandes conforme os monócitos. Linfócitos, neutrófilos, monócitos, eosinófilos e basófilos são os leucócitos normalmente observados na circulação dos peixes (Hrubec et al., 2000).

As células vermelhas do sangue transportam oxigênio e gás carbônico por meio da hemoglobina (Tocidlowski et al., 1997). O hematócrito, a concentração de hemoglobina e a contagem total do número hemácias podem ser indicadores da capacidade de transporte de oxigênio dos peixes, relacionando-se, dessa forma, a concentração de oxigênio disponível no habitat de origem do animal (Wintrobe, 1934).

De acordo com Vosyliené (1999), a contagem de hemácias e o hematócrito quando decrescem são indicativos de anemia e de agravamento do estado de saúde do peixe. A concentração de hemoglobina diminui podendo também ser ocasionada por intoxicações que afetam as lamelas branquiais (Al-Dohail et al., 2009). Dessa forma, a concentração livre para transportar o oxigênio diminui com a intoxicação de substâncias e também pode diminuir a absorção de oxigênio devido ao processo inflamatório das lamelas (El-Rhman et al., 2009).

O estresse leva ainda à ação dos glicocorticoides no organismo dos peixes, cujos níveis de cortisol no sangue são elevados e com isso ocorrem às modificações bioquímicas, fisiológicas e metabólicas observadas por meio de alterações dos padrões de colesterol, albumina, proteínas totais e da queda no controle osmorregulatório (Vosyliené, 1999).

3.3.2. ANÁLISE BIOQUÍMICA

A avaliação da bioquímica do sangue na aquicultura também é promissora, uma vez que expressa correlação com a qualidade da água, doenças infecciosas e exposição a poluentes (Chen et al., 2003). Para esta correta interpretação dos resultados bioquímicos é necessário conhecer a especificidade e sensibilidade do método escolhido para a medição, os valores de normalidade para a espécie estudada e possuir uma lista de efeitos negativos que possam induzir às alterações bioquímicas em questão (Ritchie et al., 1994).

As características bioquímicas do sangue estão entre as mais importantes do meio interno dos peixes (Edsall, 1999). As mudanças no perfil bioquímico refletem no metabolismo e em processos celulares do organismo, resultantes dos efeitos de vários poluentes, agentes estressores e patógenos, tornando possível estudar os mecanismos dos efeitos destas influências externas (Lusková et al., 2002).

As aminotransferases (ALT) estão incluídas num grupo de enzimas que catalisam a conversão de aminoácidos em oxiácidos pela transferência e um grupamento amina. Esta cascata é realizada por várias enzimas, mas a ALT é uma das de maior relevância (Fudge, 2000). Em algumas espécies de animais a atividade da ALT é tão baixa que não pode ser detectada pelos analisadores usados rotineiramente. O processo de hemólise pode alterar os níveis desta enzima, já que a sua atividade dentro dos eritrócitos é 1,6 vezes a encontrada no plasma (Franson et al., 1985).

Os metabólitos (colesterol, glicose, proteínas totais, triglicerídeos) estão relacionados com a capacidade funcional dos órgãos, por isso os testes são direcionados para produtos de metabolismo final (El-Sayed et al., 2007). Estes metabólitos de alta influência estressora podem ser utilizados em conjunto com a análise de enzimas para avaliar o estado clínico e produtivo do animal.

A água salinizada, ao contrário da água do doce, apresenta um conteúdo de solutos muito elevado e variável. Como os íons sódio e cloreto são os mais abundantes no plasma da maioria dos animais, medidas de suas concentrações podem indicar as condições osmóticas do plasma dos peixes (Schmidt-Nielsen, 1996). Os peixes em condições de estresse osmótico precisam enfrentar o efluxo osmótico de água e o distúrbio de íons, controlando-os ativamente pelas brânquias, e eliminando o excesso através da urina (Bagni et al., 2005). A poluição aquática pode interferir nestes processos de osmorregulação, fazendo com que íons cloreto sofram variações em suas concentrações, interferindo na atividade da bomba de sódio (Na^+ - K^+ -ATPase) ou ainda aumentar a produção de urina, o que pode prejudicar a captação de íons pelas brânquias ou então aumentar a concentração iônica do animal (Borghetti & Canzi, 1993).

A literatura é escassa de dados sobre a avaliação bioquímica total de peixes, porém, análises menos complexas podem ser utilizadas para tal fim (Cubas, 2007).

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1. Peixes

Para os experimentos, juvenis de *Lophiosilurus alexandri*, previamente condicionados a aceitar dietas formuladas, foram mantidos no Laboratório de Aquacultura (LAQUA) da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais em caixas de 400 L, montadas em sistema de recirculação de água com temperatura média de 29°C e oxigênio dissolvido superior a 5 mg/L. A alimentação consistiu-se no fornecimento de dieta extrusada comercial (2,6 mm de diâmetro, 45% máximo de proteína bruta, 4% máximo de fibra bruta, 15% máximo de material mineral, 8% mínimo de extrato etéreo, 2% mínimo de cálcio, 1% mínimo de fósforo, dados do fabricante), as 9:00 e 16:00 horas, a vontade. O fotoperíodo foi mantido em 10 horas de luz.

4.2. Experimento 1. Efeito do choque osmótico e determinação da CL50 em juvenis de *Lophiosilurus alexandri*

Juvenis de pacamã com $28,6 \pm 1,3$ g e $12,8 \pm 1,8$ cm, foram submetidos a jejum de 13 horas. Após este período, os juvenis foram transferidos para 21 tanques circulares brancos com 8L de volume útil. Cada tanque recebeu 8 animais, na densidade de 1 juvenil/L. Os tanques foram montados em sistema de banho-termostatizado com temperatura da água de $28,5 \pm 0,5$ °C e aeração suplementar por meio de pedra porosa que manteve o oxigênio em $6,6 \pm 0,7$ mg/L.

Os tanques foram previamente preparados com as salinidades: água doce; 2,5; 5,0; 7,5; 10,0; 12,5 e 15,0 g de sal/L, em delineamento inteiramente casualizado com sete tratamentos e três repetições cada. Desta forma, os juvenis foram transferidos diretamente da água doce para os diferentes gradientes de salinidade. Os tanques foram sifonados duas vezes ao dia (as 8:00 e 16:00 horas) em 50% do volume total a cada período, somando 100% do volume ao fim do dia.

Para salinizar a água, foi utilizado sal não iodado (empresa MARISAL LTDA - ingredientes: cloreto de sódio e antiumectante INS 535 ferrocianeto de sódio). Para cada

gradiente de salinidade foi preparada uma caixa estoque de 200 L que foi utilizada para as renovações diárias. Nestas caixas, as salinidades, condutividade e pH da água foram aferidas diariamente (Tabela 1) com sonda multiparâmetro YSI (Modelo 6920 V2). Amostras de cada caixa foram utilizadas para a medida da osmolaridade através de equipamento Osmomat 030® (Gonotec GmbH, Berlim, Alemanha).

Tabela 1. Parâmetros de água das caixas estoques utilizada para as renovações diárias nas diferentes salinidades testadas.

	Salinidade (g de sal/L)						
	0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0
Osmolaridade (mOsmol/L)	7,3±6,7	78,8±9,4	149,1±12,5	221,4±15,6	278,4±21,4	356,2±23,8	433,7±15,4
Condutividade (mS/cm)	0,2±0,2	4,6±0,3	8,9±0,1	13,5±0,2	18,7±0,3	22,1±0,0	26,9±0,8
pH	7,0±0,8	7,4±0,2	7,3±0,1	7,4±0,2	7,5±0,1	7,5±0,3	8,1±0,2

Durante o período experimental (96 horas), os juvenis não foram alimentados. O fotoperíodo foi mantido em 10 horas de luz. As concentrações de amônia total, utilizando metodologia Standard Methods (APHA, 1998), foram medidas diariamente antes da primeira troca de água e permaneceram inferiores a 1,0 mg/L.

Após o choque osmótico, os animais foram monitorados constantemente para identificar quais foram afetados pelo teste e retirada de animais mortos.

4.3. Experimento 2. Efeitos da salinidade no desempenho, fisiologia e parâmetros sanguíneos de *Lophiosilurus alexandri*

Juvenis de pacamã de tamanho homogêneo foram transferidos para 15 tanques circulares brancos de 9L de volume útil na densidade de 1 juvenil/L. Os animais foram aclimatados por três semanas antes de iniciar o experimento. Os tanques foram mantidos em sistema de banho-termostatizado com temperatura da água de 27,5±0,5°C. Cada tanque teve aeração suplementar por meio de pedra porosa que manteve o oxigênio acima de 5,0 mg/L. O fotoperíodo foi de 10 horas de luz. Os juvenis foram alimentados com ração extrusada como descrito anteriormente. Após 30 minutos as sobras eram recolhidas.

Após este período de aclimação, juvenis com $15,5 \pm 0,8$ g e $11,0 \pm 1,0$ cm foram submetidos aos tratamentos, baseado nos resultados do experimento 1: água doce; 2,5; 5,0; 7,5 e 10,0 g de sal/L, com três repetições cada, em delineamento inteiramente casualizado. Porém, neste experimento, para as diferentes salinidades, foi realizada adição de sal de forma gradativa, sendo distribuída de 6 em 6 horas, de maneira que as salinidades desejadas fossem atingidas ao final de 24 horas. Para salinizar a água e os procedimentos de renovação diária de água nos tanques, procedeu-se como descrito no experimento 1.

Ao atingir as salinidades desejadas, após 24 horas, três animais de cada unidade experimental ($n = 9$ por tratamento) foram utilizados para coletas de sangue e estes descartados do experimento. Desta forma a parte de desempenho foi realizada utilizando-se seis juvenis por tanque de 9 L.

Os manejos de alimentação e ração usados foram os mesmos descritos anteriormente. A alimentação a ser fornecida e as sobras, foram quantificadas diariamente em cada tanque, para a determinação do consumo de alimento. Para tal, foram quantificados os péletes fornecidos e os recolhidos após 30 minutos da alimentação.

As concentrações de amônia total foram medidas a cada três dias antes da primeira troca de água e permaneceram inferiores a 0,5 mg/L. Diariamente, durante a limpeza dos tanques, os juvenis mortos foram retirados e quantificados.

Ao final do experimento, 28 dias, foi determinada a sobrevivência por contagem direta dos indivíduos e todos os animais foram pesados em balança analítica (precisão de 0,01g) e medidos com paquímetro digital (Starret).

4.4. Desempenho

Com os dados de peso, comprimento e consumo de ração do experimento 2 foram calculados:

- Ganho de peso médio (g) (GP) = peso médio final – peso médio inicial;

Ganho de peso diário (g/dia) (GPD) = Ganho de peso / dias de experimento

Ganho médio de comprimento (cm) (GC) = comprimento médio final – comprimento médio inicial;

Conversão alimentar (CA) = consumo de ração / ganho de biomassa

Taxa de crescimento específico diária (%/dia) (TCE) = $TCE = 100 (\ln Pf - \ln Pi) / \Delta t$

Onde: Pi é o Peso Inicial, Pf é o Peso Final e Δt é a duração de dias entre as amostragens.

4.5. Hematologia, hemograma e bioquímica sanguínea

No experimento 1, coletas de sangue foram realizadas após 24 e 96 horas de realizado o choque osmótico. Em cada tempo foram utilizados quatro animais de cada unidade experimental (totalizando 12 animais por tratamento). Os animais utilizados para a coleta de sangue no tempo de 24 horas foram retirados do experimento, sendo mantidos os quatro restantes para a avaliação após 96 horas. As amostras foram analisadas no Laboratório de Patologia Clínica do Departamento de Clínica e Cirurgia Veterinária (DCCV) da EV-UFMG.

No experimento 2, coletas de sangue foram realizadas de 9 animais de cada tratamento após 24 horas de iniciado o experimento (nas diferentes salinidades) e de 18 animais ou sobreviventes do tratamento ao final do experimento.

Para as coletas, os peixes foram contidos utilizando-se pano úmido. A coleta foi realizada por venopunção na artéria vertebral caudal, com acesso ventral. De cada animal foram realizadas duas coletas sanguíneas. Na primeira foram coletados cerca de 300 μ L de sangue utilizado como anticoagulante heparina sódica (0,1 - 0,2 % mg/mL de sangue). Destas amostras foram determinados valores de hematócrito, a partir de tubos capilares, preenchidos com aproximadamente 2/3 de sangue previamente homogeneizados e centrifugados durante 10 min. a 10000 rpm. A leitura foi realizada no cartão apropriado, igualando o menisco do plasma com a linha superior da régua (linha 100) e igualada a extremidade inferior da porção eritrocitária com a linha inferior da régua (linha 0), de modo que o resultado indicasse o valor da linha, baseada na técnica do microhematócrito, validada por Goldenfarb et al. (1971). De todas as amostras individuais também foi determinada a concentração de hemoglobina, a partir da técnica estabelecida por Tonks (1983), baseando-se na homogeneização de 4 μ L de sangue total em 1 mL de Reagente de Cor de Trabalho do kit de Hemoglobina Bioclin, reservado por 5 minutos à temperatura ambiente e processado no espectrofotômetro Termo Plate Analyzer Basic.

Ao término das análises hematológicas, as alíquotas restantes de sangue total foram centrifugadas por 5 min, sendo a 1000 rpm por 1 minuto e 3000 rpm e por 4 minutos para separação da fração líquida. O perfil bioquímico foi realizado em aparelho automático (Cobas-Mira Plus) utilizando-se as amostras de plasma. Os analitos pesquisados foram: albumina, proteínas totais, glicose, alanina transaminase (ALT), colesterol, triglicérides e íons cloreto (Cl⁻) utilizando Kits comerciais - Synermed[®]. Amostras também foram

mensuradas em osmômetro (Osmomat 030[®], Gonotec GmbH, Berlim, Alemanha), com a utilização de 50 µL de cada amostra dispostos em eppendorfs de 0,5 mL.

Na segunda coleta do mesmo animal, outra alíquota de cerca 200 µL de sangue foi coletada sem anticoagulante, e centrifugadas por 5 min, sendo a 1000 rpm por 1 minuto e 3000 rpm por 4 minutos para separação da fração líquida. Em seguida foram congeladas a -80° C, para posterior análise dos níveis plasmáticos de cortisol, que foram determinados com kit comercial de ELISA (Enzyme-linked immunosorbent assay kit - cortisol test), conforme procedimentos validados para peixes (Yu et al., 2010; Barcellos et al., 2010).

No experimento 2, além das análises descritas anteriormente, realizou-se a contagem de eritrócitos (RBC) e a contagem de leucócitos (WBC), sendo esta, mensurada a partir do seu diferencial de células em um esfregaço sanguíneo, que é analisado em conjunto com a contagem de plaquetas. Imediatamente após a coleta, foram confeccionados esfregaços sanguíneos. A contagem das células hemáticas foi realizada manualmente utilizando solução Natt-Herrick em hemocítmetro. A contagem diferencial dos leucócitos foi realizada em esfregaços corados com corante da classe dos Romanovsky, avaliando 100 células.

4.6. Análise da composição do peixe inteiro

A análise da composição do peixe inteiro foi realizada somente com os animais do experimento 2. Ao final do experimento, 28 dias, após a coleta de sangue, três animais de cada unidade experimental (n = 9 animais por tratamento) foram sacrificados (eutanasiados em solução de eugenol 285 mg/L, de acordo com Protocolo CETEA 396/2012) e congelados em freezer a -20°C para posteriores análises laboratoriais. Os peixes foram picados em pequenos pedaços, desidratados em estufa a 55°C, moídos em peneira de 1 mm, homogeneizados e analisados separadamente. Para todas as amostras foram realizadas análises de teor de matéria seca (em estufa, 105°C), extrato etéreo (Extrator de Soxhlet), proteína bruta (método de Kjeldal), cinzas (Mufla, 600°C), energia bruta (Bomba Calorimétrica), cálcio e fósforo de acordo com a AOAC (2005).

4.7. Estatística

Nos experimentos 1 e 2, os dados obtidos após 24 horas de iniciado os testes e os dados de desempenho e composição dos animais inteiros ao final de 28 dias de criação nas diferentes salinidades, foram submetidos à análise de variância (ANOVA), análise de regressão e a análise de Linear Response Platô (LRP) para a definição do melhor modelo a ser utilizado. A equação da análise de regressão e LRP foram usadas para estimar a salinidade ótima através do cálculo do ponto de inflexão. Devido a mortalidade nas altas salinidades nos dois experimentos, os dados dos animais nos tratamentos sobreviventes, 24 horas após adicionado o sal, foram utilizados novamente para comparar os dados de 24 e 96 horas (experimento 1) e de 24 horas e 28 dias (experimento 2). Para esta comparação foi utilizada a análise de parcelas subdividida considerando salinidade como tratamento e tempo como subparcela. Posterior teste de tukey a 5% foi aplicado em caso de diferenças significativas. Os dados de sobrevivência e glicose (experimento 1) foram analisados pela estatística não paramétrica de Kruskal Wallis. Os dados de mortalidade do experimento 1 foram submetidos ao programa “Trimmed Sperman-Karber” para a estimativa da concentração letal mediana (CL₅₀).

5. RESULTADOS

5.1. Experimento 1

Na tabela 2 são apresentados os dados de sobrevivência e glicose, durante o experimento. Após 24 horas do choque osmótico, a sobrevivência foi inferior nas salinidades acima de 12,5 g de sal/L ($P < 0,05$). A mortalidade iniciou-se 16 horas após o choque osmótico nas salinidades de 12,5 e 15,0 g de sal/L. Ao final de 24 horas, CL_{50.24h} foi estimada em 11,67 g de sal/L (Intervalo de confiança de 10,90 – 12,51 g de sal/L). A mortalidade total ocorreu 28 horas após o contato com as salinidades de 12,5 e 15,0 g de sal/L. Ao final de 96 horas, a sobrevivência foi de 100% até a salinidade de 7,5 g de sal/L, enquanto a 10,0 g de sal/L a sobrevivência foi de 58,33%, não sendo possível estimar a CL_{50.96h}.

A glicose apresentou os maiores valores na maior salinidade testada, seguida pela salinidade de 12,5 g de sal/L após 24 horas (Tabela 2). Após 96 horas a glicose apresentou valores semelhantes para os animais mantidos entre água doce e a 10,0 g de sal/L.

Após 24 horas de realizado o choque osmótico, não foi verificada diferença significativa na proteína plasmática total, triglicérides, colesterol e albumina ($P > 0,05$) (Tabela 3). Porém, relação direta com aumento da salinidade foi verificada para hemoglobina, osmolaridade e íons Cl^- (Figura 2). Com relação ao hematócrito, valores constantes foram verificados para a salinidade de até 3,23 g de sal/L com redução a partir destes. O cortisol apresentou resposta quadrática com menor valor estimado, pela derivada da equação, a 0,41 g de sal/L; enquanto a ALT apresentou valores constantes até a salinidade estimada de 7,78 g de sal/L com aumento a partir deste valor.

Devido à mortalidade total nas duas maiores salinidades, análise entre os dois tempos de coleta foi realizada para as salinidades de até 10,0 g de sal/L. A hemoglobina apresentou efeito da salinidade ($P = 0,0001$), mas sem efeito do tempo e da interação salinidade x tempo ($P > 0,05$). A salinidade de 10,0 g de sal/L apresentou os maiores valores (Tabela 4). Estes foram seguidos pelos da salinidade de 7,5 g de sal/L que, por sua vez, foram semelhante aos valores registrados na salinidade de 5,0 g de sal/L. Valores inferiores e semelhantes entre si foram verificados para água doce e 2,5 g de sal/L.

O hematócrito e proteínas plasmáticas totais apresentaram efeito somente do tempo ($P = 0,0013$ e $P = 0,01$, respectivamente), sem efeito da salinidade e da interação ($P > 0,05$). Os maiores valores de hematócrito e proteínas plasmáticas totais foram verificados nas primeiras 24 horas, com redução após 96 horas (Tabela 4).

O cortisol apresentou efeito da salinidade ($P = 0,0000$), sem efeito do tempo e da interação ($P > 0,05$). Os menores valores foram registrados para água doce e 2,0 g de sal/L e os maiores para a salinidade de 10,0 g de sal/L (Tabela 4). Valores intermediários foram verificados para as salinidades de 5,0 e 7,5 g de sal/L.

A osmolaridade apresentou efeito da salinidade ($P = 0,0001$), do tempo ($P = 0,0066$) e da interação salinidade x tempo ($P = 0,0155$). Tanto a 24 com a 96 horas, verifica-se um aumento nos níveis de osmolaridade com o aumento da salinidade, sendo os menores e maiores valores verificados para água doce e 10,0 g de sal/L, respectivamente (Tabela 4). Dentro de cada salinidade, registrou diferença somente a 10,0 g de sal/L com maiores valores a 24 horas e redução destes a 96 horas.

Tabela 2. Valores médios (\pm desvio padrão) da sobrevivência (%) e glicose (mg/dL) de juvenis de *Lophiosilurus alexandri* após 24 e 96 horas de iniciado o choque osmótico (experimento 1).

Sobrevivência	Salinidade (g de sal/L)						
	0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0
24 horas	100a	100a	100a	100a	100a	25,0 \pm 0,0b	20,8 \pm 7,2b
96 horas	100a	100a	100a	100a	58,3 \pm 14,4b	-	-
Glicose							
24 horas	0,0 \pm 0,0c	0,0 \pm 0,0c	0,05 \pm 0,08cb	0,0 \pm 0,0c	0,8 \pm 1,4abc	21,0 \pm 5,9ba	33,4 \pm 11,9a
96 horas	0,01 \pm 0,01a	0,2 \pm 0,3a	0,4 \pm 0,8a	0,1 \pm 0,2a	0,0 \pm 0,0a	-	-

Médias seguidas de letras diferentes em linha são estatisticamente diferentes ($P < 0,05$) pelo Teste de Kruskal Wallis.

Tabela 3. Valores médios (\pm desvio padrão) das variáveis sanguíneas (hematológicas e bioquímicas) de juvenis de *Lophiosilurus alexandri* após 24 horas de submetidos ao choque osmótico (experimento 1).

Variáveis sanguíneas	Salinidade (g de sal/L)						
	0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	12,5	15,0
Proteínas totais (g/dL)	2,4 \pm 0,2	2,4 \pm 0,1	2,6 \pm 0,1	2,5 \pm 0,2	2,4 \pm 0,05	2,2 \pm 0,02	2,2 \pm 0,019
Triglicerídeos (mg/dL)	238,7 \pm 48,0	244,3 \pm 64,9	250,5 \pm 6,0	376,4 \pm 45,5	323,7 \pm 23,5	277,0 \pm 19,3	294,3 \pm 53,9
Colesterol (mg/dL)	120,0 \pm 16,8	110,9 \pm 12,8	120,4 \pm 12,4	132,0 \pm 7,7	127,1 \pm 16,9	104,3 \pm 5,8	106,2 \pm 1,9
Albumina (g/dL)	0,7 \pm 0,08	0,6 \pm 0,1	0,7 \pm 0,08	0,7 \pm 0,1	0,7 \pm 0,03	0,6 \pm 0,03	0,6 \pm 0,04

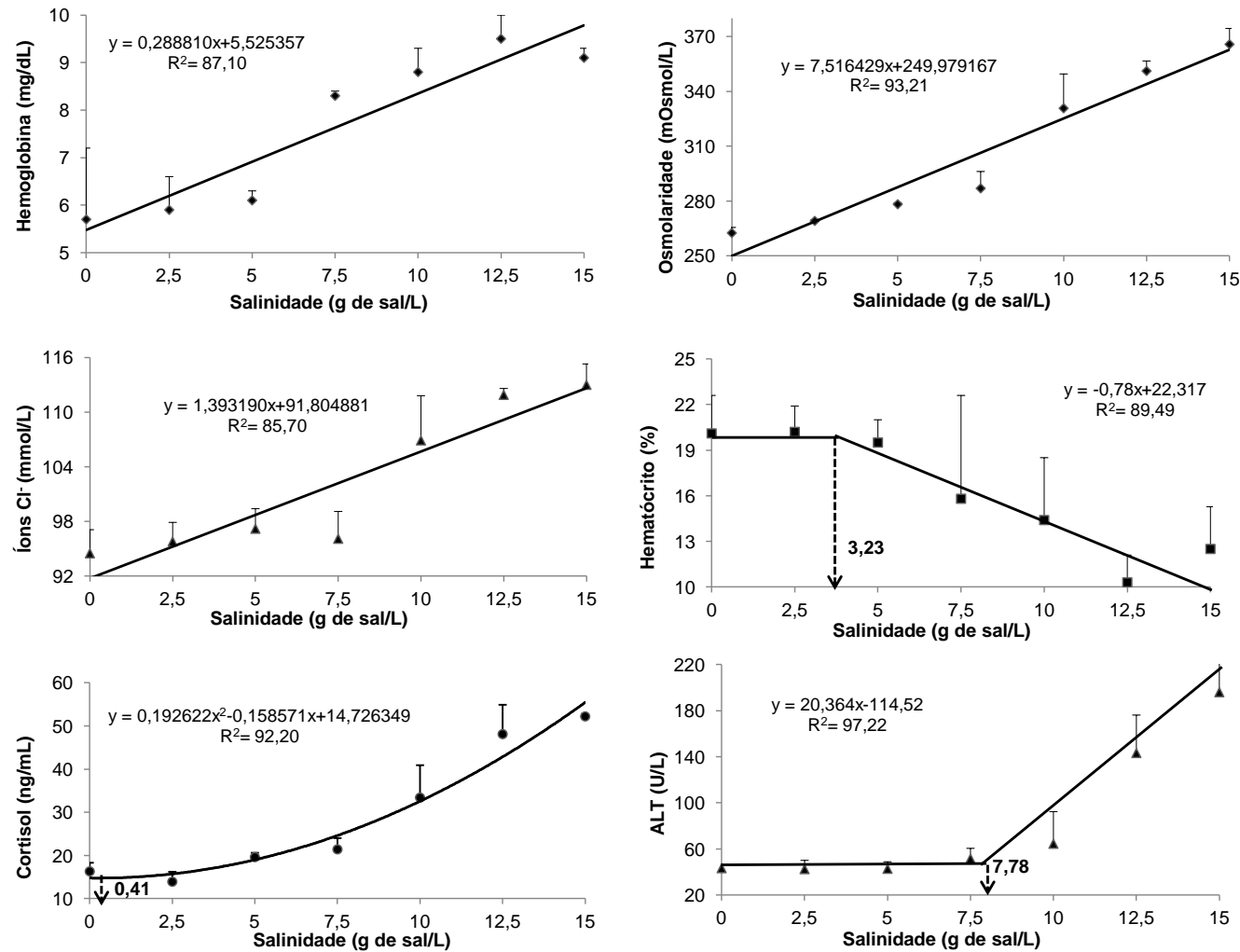


Figura 2 - Valores médios (\pm desvio padrão) de hemoglobina, hematócrito, osmolaridade, íons Cl⁻, cortisol e alanina transaminase (ALT) de juvenis de *Lophosilurus alexandri* após 24 horas de submetidos ao choque osmótico (experimento 1).

Tabela 4. Valores médios (\pm desvio padrão) de dados hematológicos, cortisol e osmolaridade de juvenis *Lophiosilurus alexandri* após 24 e 96 horas de iniciado o choque osmótico (experimento 1).

Tempo (horas)	Salinidade g de sal/l					Média
	0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	
Hemoglobina (mg/dL)						
24	5,7 \pm 1,5	5,9 \pm 0,7	6,1 \pm 0,2	8,3 \pm 0,1	8,8 \pm 0,5	7,0 \pm 1,5A
96	5,0 \pm 0,7	5,3 \pm 0,3	6,3 \pm 1,9	7,2 \pm 1,0	9,6 \pm 0,4	6,7 \pm 1,9A
Média	5,3 \pm 1,1c	5,6 \pm 0,5c	6,2 \pm 1,2bc	7,7 \pm 0,9ab	9,2 \pm 0,6a	
Hematócrito (%)						
24	20,1 \pm 2,5	20,2 \pm 1,7	19,5 \pm 1,5	15,8 \pm 6,8	14,4 \pm 4,1	18,0 \pm 4,1A
96	17,1 \pm 1,3	15,3 \pm 3,2	13,8 \pm 4,0	11,3 \pm 2,7	8,7 \pm 3,2	13,3 \pm 3,9B
Média	18,6 \pm 2,4a	17,7 \pm 3,5a	16,6 \pm 4,1a	13,5 \pm 5,2a	11,6 \pm 4,5a	
Proteínas totais (g/dL)						
24	2,4 \pm 0,2	2,4 \pm 0,1	2,6 \pm 0,1	2,5 \pm 0,2	2,4 \pm 0,05	2,4 \pm 0,1A
96	2,3 \pm 0,1	2,3 \pm 0,1	2,1 \pm 0,1	2,2 \pm 0,1	1,9 \pm 0,2	2,1 \pm 0,2B
Média	2,3 \pm 0,1a	2,3 \pm 0,1a	2,4 \pm 0,2a	2,3 \pm 0,2a	2,1 \pm 0,2a	
Cortisol (ng/mL)						
24	16,3 \pm 2,0	13,9 \pm 2,3	19,6 \pm 1,0	21,4 \pm 2,6	33,4 \pm 7,5	20,7 \pm 7,7A
96	8,6 \pm 2,3	11,1 \pm 1,9	17,9 \pm 1,0	24,5 \pm 3,0	33,6 \pm 2,4	19,1 \pm 9,6A
Média	12,4 \pm 4,6c	12,5 \pm 2,4c	18,2 \pm 1,0bc	23,0 \pm 3,0b	33,5 \pm 5,0a	
Osmolaridade (mOsmol/L)						
24	262,5 \pm 3,0Ac	269,1 \pm 0,8Abc	278,2 \pm 0,9Abc	286,9 \pm 9,2Ab	330,7 \pm 18,8Aa	285,5 \pm 26,1
96	264,1 \pm 4,4Ab	268,1 \pm 5,3Aab	269,0 \pm 3,6Aab	278,9 \pm 13,1Aab	288,7 \pm 16,2Ba	273,8 \pm 12,5
Média	263,3 \pm 3,5	268,6 \pm 3,4	273,6 \pm 5,5	282,9 \pm 11,0	309,7 \pm 27,8	

Letras diferentes (maiúsculas em coluna e minúsculas em linha) indicam diferença significativa ($P < 0,05$) pelo Teste Tukey.

O triglicérides apresentou efeito da salinidade ($P=0,0245$), do tempo ($P=0,0000$) e da interação salinidade x tempo ($P=0,0292$). Para todas as salinidades testadas, com 24 horas os valores foram sempre superiores aos registrados em 96 horas (Tabela 5). Analisando os tempos, em 24 horas, o maior valor de triglicérides foi verificado na salinidade de 7,5 g de sal/L, valores intermediários a 10,0 g de sal/L e valores inferiores nas demais salinidades. A 96 horas, foram registrados valores semelhantes entre as diferentes salinidades.

O colesterol apresentou efeito do tempo ($P=0,0014$), sem efeito da salinidade e da interação ($P>0,05$). Os maiores valores de colesterol foram verificados nas primeiras 24 horas, com redução após 96 horas (Tabela 5).

A albumina, a ALT e íons Cl^- não sofreram efeito da salinidade, do tempo e da interação ($P>0,05$) (Tabela 5).

5.2. Experimento 2

Após 24 horas de aclimação, a sobrevivência foi de 100% em todas as salinidades da água. Porém, com o decorrer do experimento verificou-se início da mortalidade a 10 g de sal/L e a 7 g de sal/L no 16° e 21° dia de criação, respectivamente (Figura 3). A mortalidade total a 10 g de sal/L foi registrada no 21° dia de criação. Ao final, após 28 dias, a sobrevivência foi de 100% entre água doce e 5 g de sal/L e 18% na salinidade de 7,5 g de sal/L.

Ao final da aclimação gradual aos diferentes gradientes de salinidade (24 horas), não foram registrados efeitos da salinidade ($P>0,05$) para a contagem de leucócitos, eritrócitos e colesterol (Tabela 6). Porém, foi verificada relação direta com aumento da salinidade para osmolaridade e íons cloro (Cl^-); enquanto, relação inversamente proporcional ao aumento da salinidade foi verificada para triglicérides, ALT e glicose (Figura 4).

Tabela 5. Valores médios (\pm desvio padrão) de variáveis bioquímicas do sangue de juvenis de *Lophiosilurus alexandri* após 24 e 96 horas de iniciado o choque osmótico (experimento 1).

Tempo (horas)	Salinidade g de sal/L					Média
	0,0	2,5	5,0	7,5	10,0	
	Triglicerídeos (mg/dL)					
24	238,7 \pm 48,0Ab	244,3 \pm 64,9Ab	250,5 \pm 6,0Ab	376,4 \pm 45,5Aa	323,7 \pm 23,5Aab	286,7 \pm 67,0
96	156,3 \pm 3,6Ba	149,7 \pm 12,2Ba	149,8 \pm 29,9Ba	145,5 \pm 19,3Ba	165,6 \pm 48,3Ba	153,4 \pm 24,2
Média	197,5 \pm 55,1	197,0 \pm 66,5	200,2 \pm 58,4	260,9 \pm 130,2	244,6 \pm 93,0	
	Colesterol (mg/dL)					
24	120,0 \pm 16,8	110,9 \pm 12,8	120,4 \pm 12,4	132,0 \pm 7,7	127,1 \pm 16,9	122,1 \pm 13,8A
96	106,2 \pm 7,7	102,0 \pm 11,9	97,1 \pm 16,1	104,7 \pm 4,4	106,9 \pm 6,7	103,4 \pm 9,4B
Média	113,1 \pm 13,9a	106,4 \pm 12,1a	108,7 \pm 18,1a	118,41 \pm 16,0a	117,0 \pm 15,9a	
	Albumina (g/dL)					
24	0,7 \pm 0,1	0,6 \pm 0,1	0,7 \pm 0,08	0,7 \pm 0,1	0,7 \pm 0,03	0,7 \pm 0,08A
96	0,6 \pm 0,03	0,6 \pm 0,04	0,6 \pm 0,07	0,6 \pm 0,05	0,6 \pm 0,07	0,6 \pm 0,05A
Média	0,6 \pm 0,05a	0,6 \pm 0,09a	0,6 \pm 0,07a	0,7 \pm 0,08a	0,6 \pm 0,07a	
	Alanina aminotransferase (ALT) (U/L)					
24	43,2 \pm 3,0	42,4 \pm 7,6	42,7 \pm 6,1	51,5 \pm 8,9	64,4 \pm 27,9	49,4 \pm 15,3A
96	71,7 \pm 19,3	64,7 \pm 6,4	58,6 \pm 7,7	57,6 \pm 2,5	202,3 \pm 159,1	91,0 \pm 83,8A
Média	57,4 \pm 19,9a	53,5 \pm 13,7a	50,6 \pm 10,6a	56,6 \pm 6,7a	134,8 \pm 126,1a	
	Íon Cl ⁻ (mmol/L)					
24	94,5 \pm 2,6	95,8 \pm 2,1	97,2 \pm 2,2	96,1 \pm 3,0	106,9 \pm 4,9	98,1 \pm 5,3A
96	95,1 \pm 2,8	95,9 \pm 2,0	98,7 \pm 1,6	96,7 \pm 3,2	91,0 \pm 28,6	95,5 \pm 11,3A
Média	94,8 \pm 2,4a	95,8 \pm 1,8a	97,9 \pm 1,9a	96,4 \pm 2,8a	99,0 \pm 20,3a	

Letras diferentes (maiúsculas em coluna e minúsculas em linha) indicam diferença significativa ($P < 0,05$) pelo Teste Tukey.

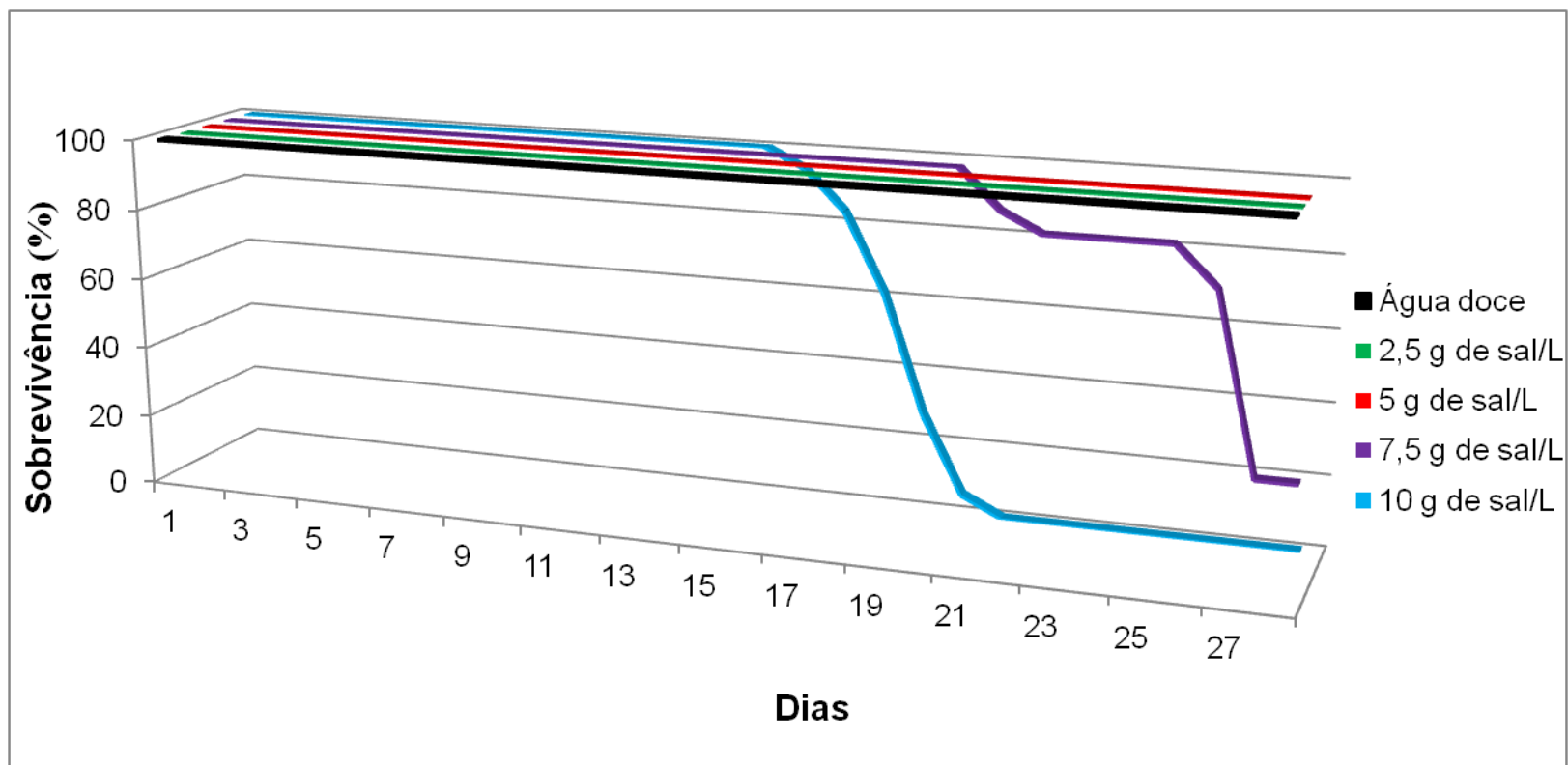


Figura 3 - Valores de sobrevivência de juvenis de pacamã em diferentes salinidades (experimento 2).

Tabela 6. Valores médios (\pm desvio padrão) das variáveis sanguíneas (hematológicas, hemograma e bioquímicas) de juvenis de *Lophiosilurus alexandri* após 24 horas de aclimação a diferentes salinidades da água (experimento 2).

Variáveis sanguíneas	Salinidade (g de sal/L)				
	0,0	2,5	5,0	7,5	10,0
Leucócitos (10^3) (μL^{-1})	8,3 \pm 2,4	5,9 \pm 0,6	8,5 \pm 3,2	4,8 \pm 1,5	5,1 \pm 1,1
Eritrócitos (10^4) (μL^{-1})	7,6 \pm 3,0	6,3 \pm 2,7	7,6 \pm 2,6	5,9 \pm 0,2	5,9 \pm 0,8
Colesterol (mg/dl)	104,1 \pm 17,3	114,1 \pm 15,8	120,7 \pm 8,8	106,4 \pm 17,9	108,6 \pm 11,0

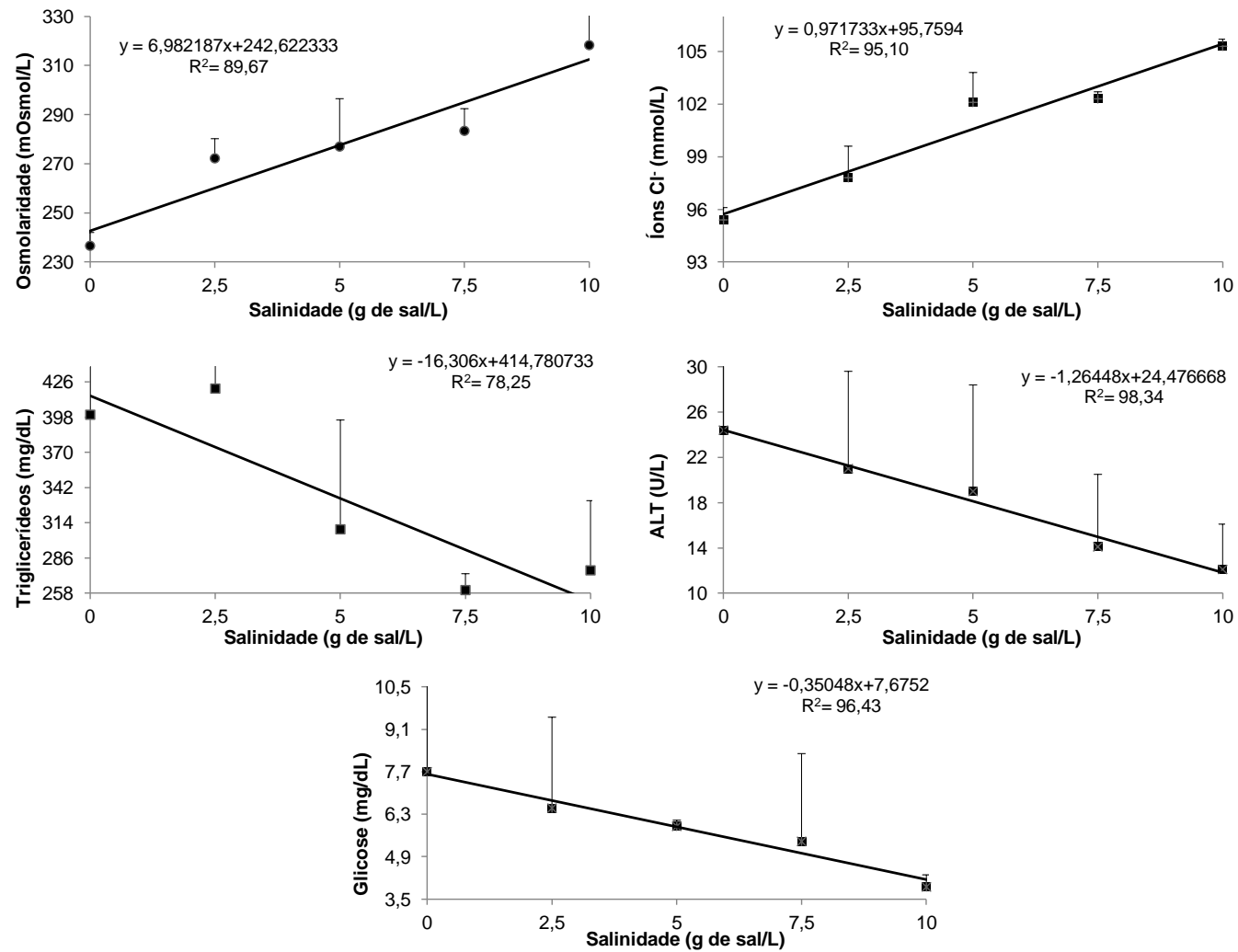


Figura 4 - Valores médios (\pm desvio padrão) de osmolaridade, íons Cl⁻, triglicérides, alanina transaminase (ALT) e glicose de juvenis de *Lophosilurus alexandri* após 24 horas de aclimação a diferentes salinidades (experimento 2).

A hemoglobina, hematócrito e proteínas plasmáticas totais apresentaram resposta quadrática com maior gradiente de salinidade estimado pela derivada das equações a 6,23; 5,86 e 4,41 g de sal/L, respectivamente (Figura 5). Ao contrário, para o cortisol o menor valor estimado foi para a salinidade 2,26 g de sal/L. Para a albumina, valores constantes foram verificados até a salinidade estimada de 4,11 g de sal/L com redução a partir desta salinidade.

Devido à mortalidade total na salinidade de 10 g de sal/L, e morte parcial dos peixes na salinidade de 7,5 g de sal/L, as análises entre os dois tempos de coleta foi realizada para as salinidades de até 7,5 g de sal/L. A hemoglobina apresentou efeito do tempo ($P=0,0001$) e da interação salinidade x tempo ($P=0,0008$), mas sem efeito da salinidade ($P>0,05$). Após 24 horas, maiores valores de hemoglobina foram verificados na salinidade de 5 g de sal/L, intermediários para 2,5 e 7,5 g de sal/L e inferiores para água doce (Tabela 7). Decorridos 28 dias, a salinidade de 7,5 g de sal/L apresentou os maiores valores, seguido pela salinidade 0 g de sal/L e com valores inferiores para as salinidades de 2,5 e 5 g de sal/L. Em relação a salinidade, para 0, 2,5 e 7,5 g de sal/L, os maiores valores foram verificados ao final do experimento, ao passo que para 5 g de sal/L, não houve alteração durante o experimento

O hematócrito apresentou efeito significativo para salinidade ($P=0,0414$) e interação salinidade x tempo ($P=0,0278$), sem efeito para tempo ($P>0,05$). Decorridas 24 horas, o hematócrito foi semelhante entre as diferentes salinidades. Após 28 dias, os maiores valores foram registrados para 7,5 g de sal/L, intermediário para 0 g de sal/L e inferiores para 2,5 e 5 g de sal/L (Tabela 7). Dentro das diferentes salinidades, foram verificados valores semelhantes após 24 horas e 28 dias para 0, 2,5 e 7,5 g de sal/L, ao passo que a 5 g de sal/L os menores valores foram após 28 dias.

Para proteínas plasmáticas totais foi verificado efeito significativo somente para tempo ($P=0,0045$), sem efeito da salinidade e da interação salinidade x tempo ($P>0,05$), com maiores valores após 24 horas de aclimação (Tabela 7).

Não foram registrados efeitos da salinidade, tempo e interação ($P>0,05$), para a contagem de leucócitos (Tabela 7). A contagem de eritrócitos apresentou efeito somente do tempo ($P=0,0026$), sem efeito para salinidade e interação salinidade x tempo ($P>0,05$), ocorrendo maiores valores 24 horas após a aclimação em comparação aos 28 dias (Tabela 7).

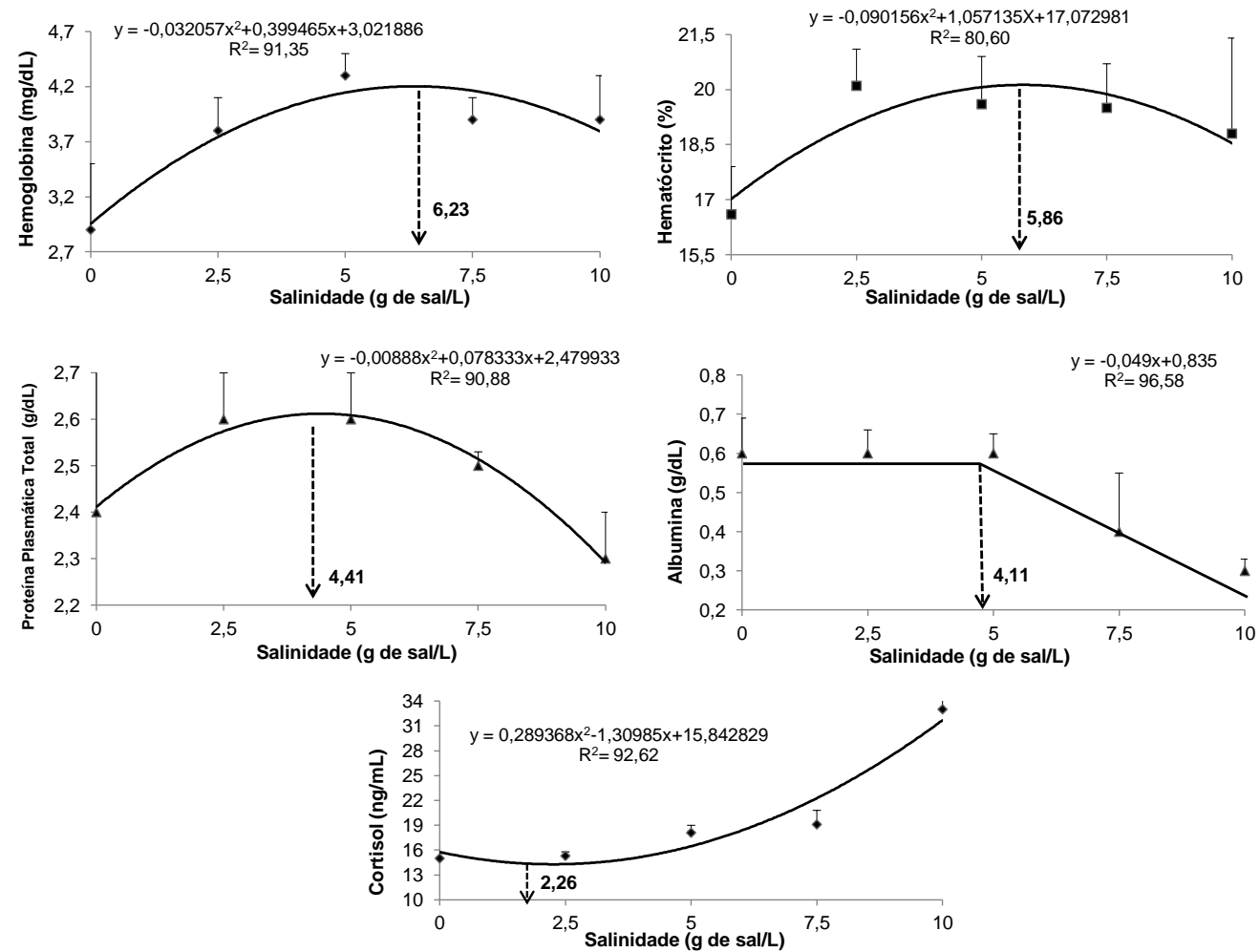


Figura 5 - Valores médios (\pm desvio padrão) de hemoglobina, hematócrito, proteína plasmática total, albumina e cortisol de juvenis de *Lophiosilurus alexandri* após 24 horas de aclimação a diferentes salinidades (experimento 2).

Tabela 7. Valores médios (\pm desvio padrão) de variáveis hematológicas de juvenis de *Lophiosilurus alexandri* após 24 horas e 28 dias de criação nas diferentes salinidades da água (experimento 2).

Tempo	Salinidade g de sal/L				Média
	0,0	2,5	5,0	7,5	
Hemoglobina (mg/dL)					
24 horas	2,9 \pm 0,6Bb	3,8 \pm 0,3Bab	4,3 \pm 0,2Aa	3,9 \pm 0,2Bab	3,8 \pm 0,6
28 dias	5,5 \pm 0,4Aab	5,5 \pm 0,9Ab	4,7 \pm 0,1Ab	5,5 \pm 0,5Aa	5,3 \pm 0,6
Média	4,2 \pm 1,5	4,7 \pm 1,1	4,5 \pm 0,2	4,6 \pm 0,9	
Hematócrito (%)					
24 horas	16,6 \pm 1,3Aa	20,1 \pm 1,0Aa	19,6 \pm 1,3Aa	19,5 \pm 1,2Aa	19,0 \pm 1,7
28 dias	18,0 \pm 1,5Aab	17,3 \pm 1,7Ab	15,4 \pm 2,0Bb	21,2 \pm 3,1Aa	17,7 \pm 2,6
Média	17,3 \pm 1,4	18,7 \pm 1,9	17,5 \pm 2,7	20,2 \pm 2,0	
Proteínas plasmáticas totais (g/dL)					
24 horas	2,4 \pm 0,4	2,6 \pm 0,1	2,6 \pm 0,1	2,5 \pm 0,03	2,5 \pm 0,2A
28 dias	2,1 \pm 0,8	2,3 \pm 0,2	1,9 \pm 0,2	2,0 \pm 0,7	2,1 \pm 0,4B
Média	2,3 \pm 0,6a	2,5 \pm 0,2a	2,3 \pm 0,3a	2,3 \pm 0,4a	
Leucócitos (10^3) (μL^{-1})					
24 horas	8,3 \pm 2,4	5,9 \pm 0,6	8,5 \pm 3,2	4,8 \pm 1,5	6,9 \pm 2,4A
28 dias	8,1 \pm 0,1	9,1 \pm 2,4	5,3 \pm 2,4	9,4 \pm 1,3	7,8 \pm 2,3A
Média	8,2 \pm 1,5a	7,5 \pm 2,3a	6,9 \pm 3,0a	6,6 \pm 2,7a	
Eritrócitos (10^4) (μL^{-1})					
24 horas	7,6 \pm 3,0	6,3 \pm 2,7	7,6 \pm 2,6	5,9 \pm 0,2	6,9 \pm 2,2A
28 dias	2,7 \pm 0,1	2,2 \pm 0,1	2,8 \pm 1,6	4,9 \pm 0,9	3,0 \pm 1,2B
Média	5,1 \pm 3,2a	4,3 \pm 2,8a	5,2 \pm 3,2a	5,5 \pm 0,7a	

Letras diferentes (maiúsculas em coluna e minúsculas em linha) indicam diferença significativa ($P < 0,05$) pelo Teste Tukey.

Para a glicose (Tabela 8), não foi registrado efeito da salinidade, tempo e da interação salinidade x tempo ($P>0,05$). Para o cortisol foi verificado efeito da salinidade, tempo e da interação salinidade x tempo ($P=0,0000$). Após 24 horas, o cortisol foi superior a 5 e 7,5 g de sal/L e inferior a 0 e 2,5 g de sal/L. Decorridos 28 dias, a salinidade de 7,5 g de sal/L apresentou os maiores valores, seguido pela salinidade de 5 g de sal/L e com valores inferiores a 0 e 2,5 g de sal/L. Dentro das diferentes salinidades, os menores valores foram registrados sempre 24 horas depois da aclimação. A osmolaridade apresentou efeito da salinidade ($P=0,0002$) e do tempo ($P=0,0217$), mas sem efeito da interação salinidade x tempo ($P>0,05$). Maiores valores foram registrados após 28 dias comparado a 24 horas de aclimação. Com relação às diferentes salinidades, os menores valores foram a 0 g de sal/L e as demais salinidades apresentaram valores superiores e semelhantes entre si.

O triglicérides apresentou efeito da salinidade ($P=0,0227$), do tempo ($P=0,0316$) e sem efeito da interação entre estes fatores ($P>0,05$). Maiores valores foram verificados após o período de aclimação. Para a salinidade 0 g de sal/L foi registrado os maiores valores, com valores intermediários para 2,5 e 5 g de sal/L e inferiores para 7,5 g de sal/L (Tabela 8).

O colesterol, albumina e ALT apresentaram efeito do tempo ($P=0,0057$, $P=0,0014$ e $P=0,0006$, respectivamente), sem efeito para salinidade e da interação salinidade x tempo ($P>0,05$), com menores valores para colesterol e maiores valores para albumina e ALT após 28 dias de criação (Tabela 8).

Com relação ao íon Cl^- , verificou-se efeito da salinidade ($P=0,0000$), do tempo ($P=0,0006$) e da interação salinidade x tempo ($P=0,0000$). Após 24 horas da aclimação, maiores valores foram para 5 e 7,5 g de sal/L, com valores intermediários para 2,5 g de sal/L e inferiores para 0 g de sal/L (Tabela 8). Para as diferentes salinidades, valores superiores foram verificados após 28 dias de criação para 0, 2,5 e 5 g de sal/L, ao passo que para 7,5 g de sal/L foram registrados os menores valores ao final do experimento.

Tabela 8. Valores médios (\pm desvio padrão) de variáveis hematológicas e bioquímicas de juvenis de *Lophiosilurus alexandri* após 24 horas e 28 dias de criação nas diferentes salinidades da água (experimento 2).

Tempo	Salinidade g de sal/L				Média
	0,0	2,5	5,0	7,5	
Cortisol (ng/mL)					
24 horas	15,0 \pm 0,6Bb	15,3 \pm 0,5Bb	18,1 \pm 0,9Ba	19,1 \pm 1,7Ba	16,9 \pm 2,0
28 dias	18,8 \pm 0,9Ac	19,6 \pm 1,2Ac	25,9 \pm 2,0Ab	41,5 \pm 1,3Aa	25,1 \pm 8,7
Média	16,9 \pm 2,1	17,5 \pm 2,4	22,0 \pm 4,4	28,1 \pm 12,3	
Osmolaridade (mOsmol/L)					
24 horas	236,6 \pm 5,4	272,2 \pm 8,0	277,0 \pm 19,5	283,4 \pm 9,0	267,3 \pm 21,4B
28 dias	238,4 \pm 11,1	281,1 \pm 6,2	276,0 \pm 11,2	309,2 \pm 1,0	273,2 \pm 26,4A
Média	237,5 \pm 7,9b	276,6 \pm 8,0a	276,5 \pm 14,2a	293,7 \pm 15,5a	
Glicose (mg/dL)					
24 horas	7,7 \pm 6,5	6,5 \pm 3,0	5,9 \pm 0,2	5,4 \pm 2,9	6,5 \pm 3,4A
28 dias	8,1 \pm 3,4	5,1 \pm 0,1	5,8 \pm 3,7	3,3 \pm 0,5	5,8 \pm 2,8A
Média	7,9 \pm 4,7a	5,8 \pm 2,0a	5,9 \pm 2,3a	4,6 \pm 2,4a	
Triglicerídeos (mg/dL)					
24 horas	399,9 \pm 39,5	420,7 \pm 69,2	308,8 \pm 86,9	260,5 \pm 13,0	347,5 \pm 85,1A
28 dias	361,4 \pm 80,8	284,3 \pm 120,7	232,2 \pm 52,6	180,8 \pm 137,9	272,3 \pm 106,1B
Média	380,7 \pm 60,6a	352,5 \pm 115,4ab	270,5 \pm 76,7ab	228,6 \pm 82,1b	
Colesterol (mg/dL)					
24 horas	104,1 \pm 17,3	114,1 \pm 15,8	120,7 \pm 8,8	106,4 \pm 17,9	111,3 \pm 14,8A
28 dias	107,4 \pm 6,1	98,9 \pm 29,4	77,2 \pm 11,2	62,7 \pm 19,3	88,7 \pm 23,5B
Média	105,8 \pm 11,8a	106,5 \pm 22,7a	99,0 \pm 25,4a	88,9 \pm 28,7a	
Albumina (g/dL)					
24 horas	0,6 \pm 0,09	0,6 \pm 0,06	0,6 \pm 0,05	0,4 \pm 0,1	0,6 \pm 0,1B
28 dias	0,7 \pm 0,2	0,8 \pm 0,09	0,6 \pm 0,08	0,7 \pm 0,1	0,7 \pm 0,1A
Média	0,7 \pm 0,1a	0,7 \pm 0,09a	0,6 \pm 0,06a	0,5 \pm 0,20a	
ALT (Alanina aminotransferase) (U/L)					
24 horas	24,4 \pm 8,0	21,0 \pm 8,6	19,0 \pm 9,4	14,1 \pm 6,4	19,6 \pm 8,0B
28 dias	37,6 \pm 11,5	35,1 \pm 4,2	47,4 \pm 28,0	47,7 \pm 1,1	41,4 \pm 14,9A
Média	31,0 \pm 11,4a	28,1 \pm 9,8a	33,2 \pm 24,3a	27,5 \pm 18,9a	
Íon Cl⁻ (mmol/L)					
24 horas	95,4 \pm 0,7Bb	97,8 \pm 1,8Bab	102,1 \pm 1,7Ba	102,3 \pm 0,4Aa	99,4 \pm 3,2
28 dias	101,8 \pm 2,1Ab	113,2 \pm 2,2Aa	109,6 \pm 4,4Aa	49,6 \pm 0,8Bc	97,5 \pm 24,2
Média	98,5 \pm 3,7	105,5 \pm 8,6	105,8 \pm 5,1	81,2 \pm 28,8	

Letras diferentes (maiúsculas em coluna e minúsculas em linha) indicam diferença significativa ($P < 0,05$) pelo Teste Tukey.

Após 28 dias de criação nas diferentes salinidades, para o ganho em comprimento não foi verificado efeito das salinidades da água ($P>0,05$) com valores médios variando de 0,8 a 1,3 cm. Com relação ao ganho de biomassa e conversão alimentar foi registrado resposta quadrática com maior valor estimado pela derivada das equações a 2,01 e 2,45 g de sal/L, respectivamente (Figura 6). Para o ganho de peso, ganho de peso diário e TCE foram registrados valores constantes até as salinidades estimadas de 2,64, 2,63 e 2,83 g de sal/L, respectivamente, com redução destas variáveis em salinidades superiores (Figura 6).

Na Tabela 9 são apresentados os dados de composição dos animais inteiros ao final de 28 dias de criação nas diferentes salinidades. Para umidade, proteína, cinzas, extrato etéreo e Ca não foram verificados efeito das salinidades da água ($P>0,05$). Com relação a fósforo foi registrado resposta quadrática com maior valor estimado pela derivada da equação a 3,24 g de sal/L. A energia apresentou valores constantes até a salinidade estimada de 2,15 g de sal/L com redução a salinidades superiores.

Tabela 9. Valores médios (\pm desvio padrão) da composição de peixe inteiro de juvenis *Lophosilurus alexandri* após 28 dias de criação em diferentes salinidades da água (Experimento 2).

Carcaça	Salinidade (g de sal/L)				
	0,0	2,5	5,0	7,5	10,0
Umidade (%)	73,87 \pm 0,17	74,46 \pm 1,38	72,68 \pm 2,61	73,63 \pm 1,23	-
Proteína bruta (%)	14,03 \pm 0,15	13,98 \pm 0,96	14,83 \pm 1,48	14,78 \pm 0,35	-
Cinzas (%)	2,27 \pm 0,12	1,52 \pm 1,31	2,34 \pm 0,24	1,94 \pm 0,12	-
Extrato etéreo (%)	8,19 \pm 0,32	8,02 \pm 0,72	8,29 \pm 0,56	8,34 \pm 0,02	-
Cálcio (%)	2,11 \pm 0,23a	2,05 \pm 0,28a	2,05 \pm 0,14a	1,42 \pm 0,84a	-

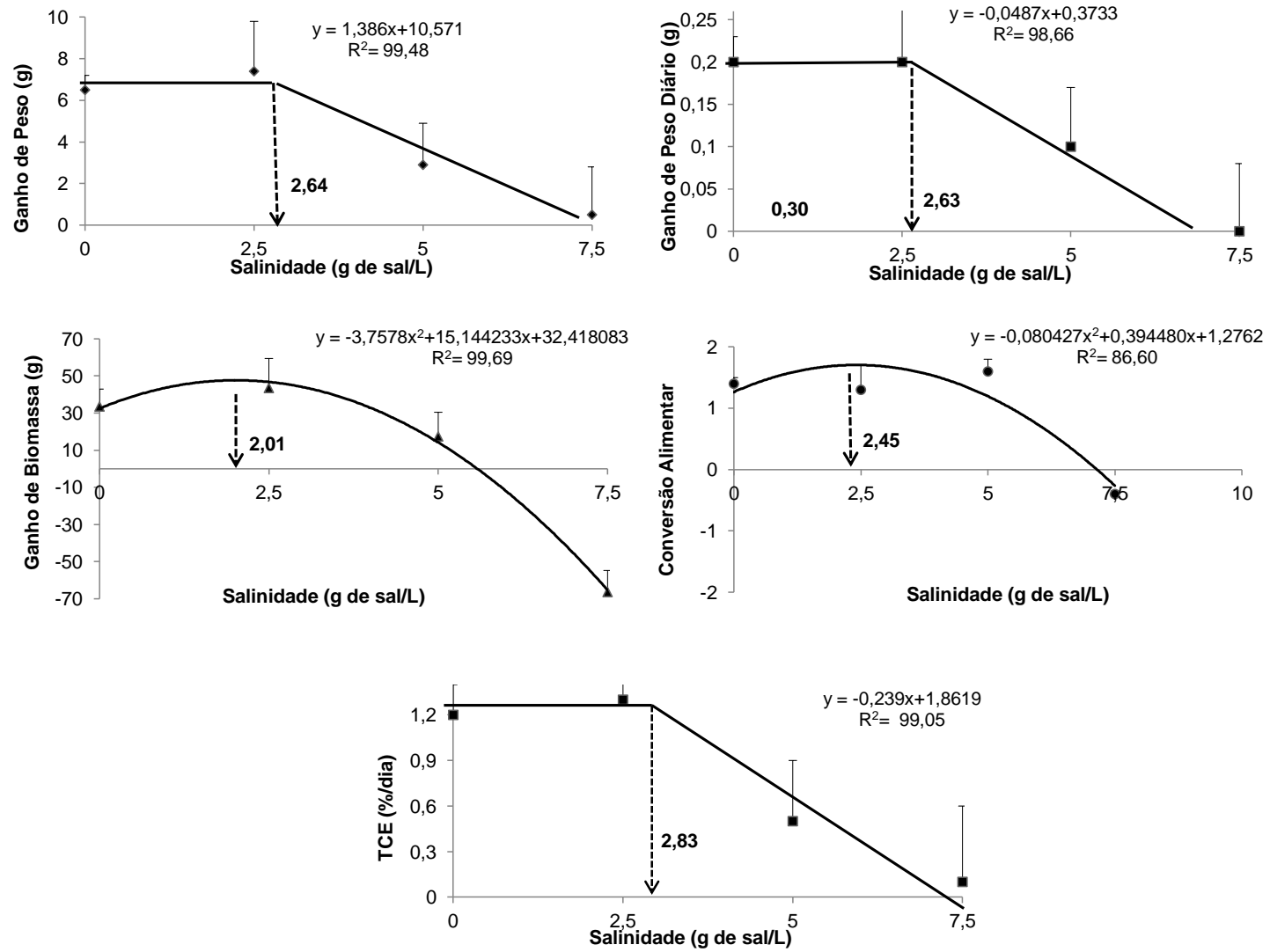


Figura 6 - Valores médios (\pm desvio padrão) de desempenho de juvenis de *Lophiosilurus alexandri* após 28 dias de criação a diferentes salinidades (experimento 2).

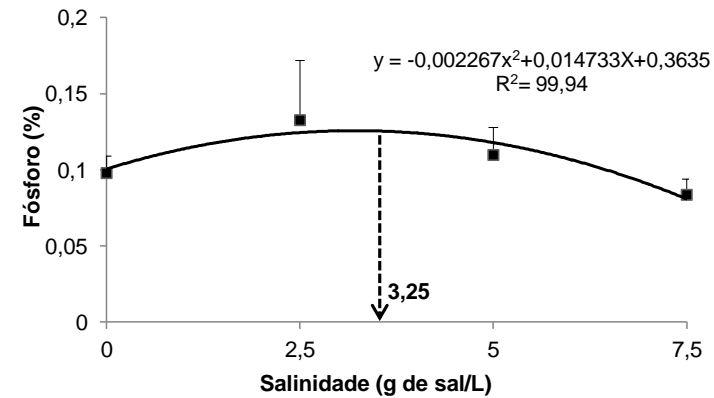
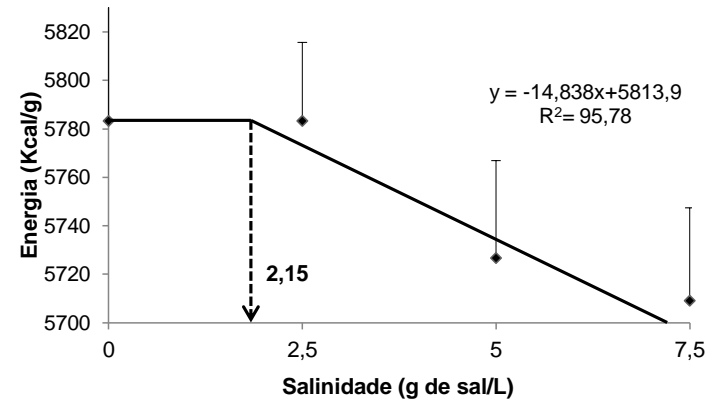


Figura 7 - Valores médios (\pm desvio padrão) da composição de juvenis de *Lophiosilurus alexandri* (peixe inteiro) de energia e fósforo, após 28 dias de criação a diferentes salinidades (experimento 2).

6. DISCUSSÃO

O estresse em peixes, desencadeado por agentes diversos, compreende uma série de alterações fisiológicas que são classificadas em respostas primárias, secundárias e terciárias. Entre as respostas primárias, destacam-se o aumento na secreção de catecolaminas, adrenalina e noradrenalina, e cortisol no plasma (Almazán-Rueda et al., 2005). Enquanto entre as respostas secundárias estão as metabólicas, como a alteração na glicemia, no ácido láctico, no glicogênio hepático e muscular e através das respostas hematológicas, como alteração no hematócrito e no número de linfócitos, e ainda as respostas que afetam o balanço hidromineral, como alteração nas concentrações de cloreto, sódio, potássio, proteínas e na osmolaridade do plasma (Legras et al., 2000). As respostas terciárias são alterações que levam a queda de desempenho produtivo e a diminuição da resistência a doenças (Wendelaar Bonga, 1997). Desta forma, no presente estudo os efeitos estressantes da salinidade da água e suas repostas primárias, secundárias e terciárias serão apresentadas e discutidas.

Os juvenis de pacamã apresentaram tolerância até a salinidade de 7,5 g de sal/L após 96 horas de choque osmótico, sendo mais sensíveis a salinidades superiores. Luz & Santos (2008a) verificaram em testes agudos a diferentes salinidades, para larvas de pacamã recém-eclodidas, com 8 e 12 dias de vida, que tolerância à salinidade da água foi de até 4, 8 e 10 g de sal/L, respectivamente. Segundo os autores, a sobrevivência para larvas com 12 dias de vida a 10 g de sal/L foi de 59,9%, não sendo possível calcular a CL_{50-96h} , semelhante a do presente estudo.

Para os juvenis de pacamã, foi verificado o valor de 11,67 g de sal/L de salinidade letal mediana- 24 horas. Em larvas desta mesma espécie, com oito dias pós-eclosão a CL_{50-96h} foi de 8,9 g de sal/L (Luz & Santos, 2008a), confirmando o efeito do tamanho dos animais na tolerância a salinidade. Este efeito do tamanho na tolerância a salinidade também foi registrado para *Heterobranchus longifilis* (Fashina-Bombata & Busari, 2003). Além disso, a tolerância à salinidade pode ser espécie-específico, pois juvenis de *Pylodictis olivaris* toleram até 10 g de sal/L (Bringolf et al., 2005), enquanto para juvenis de carpa cabeça-grande *Aristichthys nobilis*, Garcia et al. (1999) obtiveram o valor de 7,6 de CL_{-96} .

Em relação ao choque osmótico (experimento 1) e a aclimatação (experimento 2), foi verificado que a adição do sal de forma gradual durante 24 horas proporcionou maior tempo de sobrevivência dos juvenis de pacamã à salinidade de 10 g de sal/L com início da mortalidade após o 16º dia de experimento comparado a mortalidade verificada em 96 horas

após o choque osmótico (experimento 1). Provavelmente, a aclimação proporcionou uma melhor adaptação dos animais ao ambiente, o que também foi observado para a espécie *Pterophyllum scalare* (Moreira et al., 2011). De acordo com Luz et al. (2008) o aumento gradual da salinidade da água reduz o estresse osmótico e facilita a aclimação de goldfish *Carassius auratus*.

A osmolaridade plasmática apresentou relação direta com o aumento da salinidade após o choque osmótico e a aclimação (experimento 1 e 2), fato que se manteve após 96 horas entre as diferentes salinidades (experimento 1). Contudo, quando comparado as salinidades entre os tempos no experimento 1, esta permaneceu semelhante entre 0 e 7,5 g de sal/L e apresentou redução a 10 g de sal/L em 96 horas comparado a 24 horas, sugerindo uma aclimação dos animais sobreviventes nesta salinidade. No experimento 2, considerando até a salinidade de 7,5 g de sal/L não há alterações entre 24 horas e 28 dias. Os resultados dos dois experimentos indicam que até a salinidade de 7,5 g de sal/L, os juvenis de pacamã são capazes de manter estáveis a osmolaridade sanguínea. Em juvenis de goldfish *C. auratus*, a osmolaridade também se manteve estável entre 0 e 6 g de sal/L, com maiores valores a 8 g de sal/L após 21 dias de exposição (Luz et al., 2008), sugerindo limites parecidos para estas duas espécies. Dentre essas características de adaptação, pode-se explicar a interação cortisol com a osmolaridade, destacando-se o aumento da afinidade por íons sódio na (Na⁺,K⁺)-ATPase, que é importante para a ativa captura e controle desses íons em ambientes salinizados (Lucu & Towle, 2003).

A salinidade inadequada pode ser considerada um manejo estressante (Martins et al., 2004; Ghiraldelli et al., 2006) e os indicadores mais utilizados para avaliação do estresse são o cortisol e a glicose, que produzem alterações metabólicas em todo organismo do animal (Robertson et al., 1987). Após 24 horas do choque osmótico, o menor nível de cortisol estimado seria a 0,48 g de sal/L, sendo que, após 24 horas e 96 horas do choque osmótico, os menores níveis foram para água doce e 2,5 g de sal/L e os maiores para a salinidade de 10 g de sal/L, fato que evidencia o estresse dos juvenis de pacamã. Durante o estresse, o peixe apresenta aumento no fluxo sanguíneo e na permeabilidade das brânquias, principalmente por ação de catecolaminas e cortisol, o que facilita o transporte de oxigênio para atender a demanda biológica dos tecidos (Lemarié et al., 2004). Entretanto, a mudança brusca da permeabilidade branquial, ocasionada pelo estresse agudo, leva à perda de eletrólitos sanguíneos e distúrbios osmorregulatórios nos peixes de água doce (McDonald & Milligan 1997), fato que pode ter reflexo na osmolaridade como apresentado anteriormente. Porém, no experimento 2, após a aclimação, a salinidade estimada para o menor nível de cortisol seria

de 2,26 g de sal/L, ressaltando a importância da aclimação gradual. Quando comparado no tempo, o cortisol sempre foi inferior a 0 e 2,5 g de sal/L e superior nas demais salinidades, sugerindo que, esta variável se mantém elevada indicando situação constante de estresse dos animais, como também observado por Barton & Zitzow (1995). Este resultado reflete a piora no desempenho dos animais como será discutido adiante.

Após 24 horas do choque osmótico, a glicose foi superior acima de 12,5 g de sal/L, onde foi verificada mortalidade dos animais logo em seguida. Após 96 horas, a glicose foi semelhante entre água doce e a 10,0 g de sal/L. O estresse agudo causado pelas mudanças bruscas de salinidade, resulta em um rápido aumento dos níveis de lactato plasmático e muscular, diminuição do pH e da concentração de oxigênio sanguíneo e da adrenalina e noradrenalina (Castro & Fernandes, 2009). Estas catecolaminas estimulam a glicogenólise, resultando na liberação de glicose do fígado para o sangue, levando a uma hiperglicemia (Nolan, 2000), fato que pode ter contribuído para o estresse e morte dos animais nas altas salinidades no experimento 1. Contudo, no experimento 2, após a aclimação dos animais a diferentes salinidades, verificou-se redução com o aumento da salinidade, sendo este efeito perdido ao longo do experimento, sugerindo que até a salinidade de 7,5 g de sal/L esta variável se mantém estabilizada, quando da realização de um processo de aclimação, fato não verificado quando do choque osmótico. A partir destes resultados, sabendo-se que o cortisol apresenta efeitos sobre o metabolismo de carboidratos, proteínas e lipídios, dentro de sua função glicocorticoide, provavelmente, o cortisol contribua com a maior ação de distúrbio sobre a produção de glicose hepática (Wendelaar Bonga, 1997). Este fato pode favorecer a perda de peso corporal durante o estresse crônico (De Boeck et al., 2000), como será apresentado adiante. Também cabe destacar os baixos valores de glicose verificados para esta espécie, principalmente no experimento 1, fato que deve ser melhor estudado para entender a fisiologia desta espécie de hábito bentônico e que permanece a maior parte do tempo parada no fundo dos tanques.

A hemoglobina apresentou relação direta com o aumento da salinidade após 24 horas do choque osmótico, se mantendo elevada a 10 g de sal/L e com menores valores para água doce e 2,5 g de sal/L quando comparado no tempo (24 e 96 horas) (experimento 1), resultados semelhantes aos registrados para o cortisol. Esta resposta ao estresse em peixes inclui um aumento da taxa de captação de oxigênio pelas brânquias, como resultado dos aumentos da taxa ventilatória, do fluxo sanguíneo branquial, da capacidade de difusão e do transporte de oxigênio pelo sangue (Chen & Chen, 2000). Muitos destes efeitos ocorrem pela presença das catecolaminas circulantes, através dos mecanismos α ou β -adrenérgicos (Randall & Perry,

1992). Desta forma, é comum a elevação da concentração de hemoglobina circulante (Mariano, 2006). No experimento 2, a hemoglobina apresentou maior valor estimado a 6,23 g de sal/L, fato que se manteve ao longo do tempo, com maiores valores a 7,5 de sal/L. Também cabe destacar o aumento na hemoglobina ao longo do tempo para 0, 2,5 e 7,5 g de sal/L, e que a 5 g de sal/L, esta se manteve constante durante o experimento, comprovando claramente que a liberação de catecolaminas promove a elevação dos valores sanguíneos, a partir da ação estressora do sal no sistema endócrino do animal (Wurts, 1995).

Em peixes estressados, as alterações hematológicas, geralmente são acompanhadas de hiperglicemia e aumento de hemoglobina, decorrente da liberação aumentada de cortisol, que induz incremento da gliconeogênese hepática (Carneiro, 2001). Nas análises realizadas, o hematócrito apresentou valores constantes até a salinidade estimada de 3,23 g de sal/L e diminuíram com o aumento da salinidade após o choque osmótico, sendo, também, verificados os maiores valores nas primeiras 24 horas, com redução após 96 horas (experimento 1). Segundo Morgan & Iwama (1997), as mudanças no hematócrito durante respostas de estresse indicam hemoconcentração ou hemodiluição devido aos distúrbios osmorregulatórios. Após a aclimação (experimento 2), o maior valor estimado foi a 5,86. Comparando os dados de 0 a 7,5 g de sal/l no tempo, após 28 dias, os maiores valores foram registrados para 7,5 g de sal/L, e os menores para 2,5 e 5 g de sal/L. Os resultados apresentados indicam que as salinidades de 2,5 e 5 g de sal/L poderiam estar proporcionando aos peixes uma menor demanda de oxigênio, comparado aos animais mantidos na salinidade de 0 e 7.5 g de sal/L, indicando um ambiente menos estressante. Em tilápias do Nilo criadas em sistema intensivo, também foi observado aumento do hematócrito em condições estressantes (Ueda et al., 1997; Tavares Dias & Faustino, 1998), reforçando o conceito de ser considerado como um auxiliar hematológico importante na indicação da resposta ao estresse em peixes (Carneiro & Urbinati, 1998).

O choque osmótico não afetou a proteína plasmática total, sendo esta variável, maior nas primeiras 24 horas, com redução após 96 horas (experimento 1). Fato semelhante foi registrado no experimento 2 com maiores valores após 24 de aclimação comparado ao final do experimento (28 dias). A concentração de proteínas plasmáticas totais reflete um equilíbrio entre as concentrações extra e intravascular de proteínas (Pierson, 2000). Entre as suas funções fisiológicas, que podem ser alteradas pelo cortisol, balanço hídrico e doenças, estão a concentração de aminoácidos nos tecidos, regulação do equilíbrio ácido-básico, transporte de moléculas, hemostasia, resposta inflamatória e resistência a infecções (Thomas et al., 2000). Tsuzuki et al. (2007) obtiveram valores elevados de proteínas totais plasmáticas

para juvenis de *Centropomus parallelus* criados por 50 dias em salinidade 15 g de sal/L em relação as salinidades 5 e 35 g de sal/L, indicando que o procedimento de aclimação para esta espécie à diferentes salinidades é necessário, visando melhores índices de sobrevivência e que a tolerância aumenta com o aumento da idade. Centeno et al. (2007) relacionaram o aumento da concentração de proteínas totais plasmáticas durante os períodos de estresse e adaptação com o reflexo do movimento compensatório de fluidos dos tecidos para os vasos sanguíneos, diminuindo a viscosidade do plasma. Porém, apesar da salinidade ter afetado outras variáveis sanguíneas, para o pacamã, este manejo não tem efeito na proteína plasmática total.

As atividades das enzimas do plasma sanguíneo servem como indicadores de estresse, sendo uma das principais enzimas, a alanina aminotransferase (ALT), onde o aumento da sua atividade indica a origem dos danos teciduais (Velíšek et al., 2009). A ALT apresentou valores constantes até a salinidade estimada de 7,78 g de sal/L, após o choque osmótico, chegando a valores superiores para as maiores salinidades. Porém, quando comparado até a salinidade de 10 g de sal/l, esta variável não apresentou diferenças entre as salinidades e tempo de experimento (experimento 1). Este efeito está possivelmente relacionado com a ocorrência, numa fase inicial, a elevadas concentrações de cortisol sanguíneo, onde essa interação foi detectada. No experimento 2, após a aclimação, foi verificada diminuição da ALT com o aumento da salinidade, além de ser verificado maiores valores ao final de 28 dias para as diferentes salinidades. Após a decorrência do choque osmótico, a determinação da ALT no sangue demonstrou a ocorrência do estresse crônico que é seguido de hiperglicemia em função do aproveitamento do lactato e da alanina liberados principalmente a partir de músculos esqueléticos, na formação da glicose (Arguello et al., 1999), justificando os resultados encontrados neste experimento.

A albumina não foi afetada pelo choque osmótico e nem pelo tempo de experimento (experimento 1). Porém, após aclimação, foi verificado valores constantes até a salinidade estimada de 4,11 g de sal/L, sendo verificado também, assim como para a ALT maiores valores ao final do experimento (28 dias) sem diferença para as diferentes salinidades (experimento 2). A partir destes resultados, autores como White & Fletcher (1985), presumem a hipótese da ocorrência de uma ação crônica do cortisol sobre o efeito enzimático, reforçando a subsequente interação entre as enzimas transaminases e a albumina plasmática, podendo ser explicados por uma adaptação progressiva dos peixes e a manutenção dos níveis de sais dissolvidos na água com repercussão nos níveis teciduais. Assim, os resultados apontam para uma influência do aumento da atividade enzimática em função do tempo de exposição.

Para as salinidades entre 0 e 10 g de sal/L, o triglicérides apresentou, com 24 horas, valores superiores aos registrados em 96 horas (experimento 1), sendo que após as 24 horas, o maior valor foi verificado na salinidade de 7,5 g de sal/L e inferiores entre 0 e 5 g de sal/L. Já, a 96 horas, foram registrados valores semelhantes entre as diferentes salinidades. A partir destes níveis metabólicos, considerados como outra via de produção de energia, estima-se que a concentração plasmática de triglicérides no plasma do animal sofre interferência do cortisol. Segundo Peters et al. (1980) e Vijayan et al. (1991), as catecolaminas e o cortisol, por meio da ativação da lipase, facilitam a utilização de triglicérides, aumentando a concentração de ácidos graxos livres, sendo uma possível fonte energética em condições de aumento de demanda fisiológica em peixes submetidos ao estresse. No experimento 2, os menores valores foram verificados a 10 g de sal/L após a aclimação. Contudo, sem considerar esta salinidade, semelhante ao experimento 1, os maiores valores foram verificados após a aclimação, comparado ao final do experimento, sendo que, após 28 dias, o menor e maior valor foram para 7,5 e 0 g de sal/L, respectivamente. Estas alterações ao longo do tempo, provavelmente, ocorreram devido ao comportamento alimentar alterado e da possível manutenção da produção de glicose em meio estressante crônico, proveniente da gliconeogênese de substratos, incluindo o lactato e aminoácidos, que interferem diretamente na produção de triglicérides (Vijayan et al., 1997). Desta forma, um estresse prolongado seria capaz de mobilizar triglicérides plasmáticos em animais subalimentados, devido à influência do estresse.

Tanto o choque osmótico, quanto a aclimação, não alteraram os níveis de colesterol. Porém, no experimento 1, o colesterol foi maior após o choque osmótico quando comparado a 96 horas, sendo o contrário verificado no experimento 2 após 28 dias, principalmente, devido as médias nas salinidades de 5 e 7,5 g de sal/L. Estes níveis plasmáticos de colesterol aumentaram em 24 horas devido a uma de suas principais características, que é estar associado ao aumento do cortisol, já que o colesterol é precursor para a síntese dos hormônios esteroides (Wedemeyer, 1985). Porém no experimento 2, nas maiores salinidades de 5 e 7,5 g de sal/L, a ocorrência da queda dos níveis de colesterol plasmático, sugere a influencia do seu esgotamento hepático e muscular do peixe, devido a redução da ingestão de ração ocasionada pelo estresse crônico, o que não ocorreu na concentração 0 e 2,5 g de sal/L.

Quando avaliado até a salinidade de 15 g de sal/L há um aumento na concentração de íons Cl^- com o aumento da salinidade, fato não verificado quando avaliados a concentração deste íon até a salinidade de 10 g de sal/L durante as 24 e 96 horas do experimento 1, mostrando que salinidade acima de 12 g de sal/L afeta significativamente esta variável.

Distúrbios osmorregulatórios podem ser induzidos pelo estresse e cada espécie de peixe tem a capacidade de regular às concentrações internas de seus fluídos dentro de certos limites, sendo uma característica do estresse à extrapolação destes limites (McDonald & Milligan, 1997). A elevação nos níveis de adrenalina induz o aumento da permeabilidade do epitélio das brânquias à passagem da água, levando a mudança nos níveis de eletrólitos sanguíneos em ambientes hiper ou hipotônicos (Cech et al., 1996). No experimento 2, após a aclimatação, maiores valores foram para 5 e 7,5 g de sal/L, e menores para 0 g de sal/L, enquanto, ao final do experimento, para 7,5 g de sal/L foram registrados os menores valores, onde houve mortalidade. Esta pode ter relação direta com os maiores valores de cortisol, sugerindo perda iônica plasmática do sangue para o meio externo hipertônico, possivelmente por efeito do aumento da perfusão nas brânquias ocasionada por ação adrenérgica na circulação sanguínea (Eddy, 1981; Cech et al., 1996; McDonald & Milligan, 1997). Isso comprova que o cortisol tem ação sobre a regulação iônica em teleósteos, juntamente com outros hormônios, como as catecolaminas e a prolactina (Eddy, 1981).

A contagem de leucócitos e eritrócitos foi realizada somente no experimento 2, sem diferenças significativas após 24 horas da aclimatação, se mantendo assim ao longo do tempo para leucócitos, sugerindo que a salinidade não afeta estas células. Porém, a contagem de eritrócitos apresentou efeito do tempo de permanência nas diferentes salinidades ocorrendo redução destas células ao final do experimento comparado ao período pós-aclimatação (experimento 2). Distúrbios osmóticos e iônicos podem ocorrer como resultado da diurese e da perda de eletrólitos sanguíneos (Nussey et al., 1995). Podem também ocorrer mudanças hematológicas nos eritrócitos induzindo o animal a leucopenia (Araújo et al., 2009). As catecolaminas apresentam grande influência sobre o sistema cardiovascular, ocasionando estas alterações sanguíneas (Joshi et al., 2002). Estes efeitos são acentuados durante o período de recuperação do estresse, quando o peixe procura manter o suprimento de oxigênio para os tecidos e recuperar o equilíbrio osmótico e iônico (Pottinger et al., 2000).

No experimento 2, após 28 dias de criação nas diferentes salinidades, verificou-se que entre 0 e 2,5 g de sal/L, ocorrem os melhores valores de desempenho, sendo este afetado negativamente em salinidades superiores. Esta resposta terciária ao estresse fica evidente em função das variáveis sanguíneas discutidas anteriormente, mostrando que salinidades inadequadas e acima do limite ideal para a espécie podem afetar diretamente o desempenho. Esta espécie se mostrou menos tolerante, quando comparado a goldfish *C. auratus*, que apresentou desempenho semelhante em salinidades de até 6 g de sal/L (Luz et al., 2008). Porém, resposta positiva ao uso de 2 g de sal/L já foi registrada durante a larvicultura de

pacamã, com piora no desempenho das larvas em salinidades de 4 g de sal/L (Luz & Santos, 2008b; Santos & Luz 2009), confirmando a possibilidade de usar baixas salinidades na produção desta espécie visando melhor desempenho e bem estar animal em diferentes fases de crescimento. O uso de baixas salinidades também vem sendo comprovado para várias espécies de água doce, durante a larvicultura, onde resultados superiores e/ou semelhantes para o uso de 2 g de sal/L foram verificados para: trairão *Hoplias lacerdae* (Luz & Portella, 2005), pintado *Pseudopaltystoma corruscans* e curimbatá *Prochilodus costatus* (Santos & Luz, 2009), cascudo *Rhinelepis aspera* (Luz & Santos, 2010), pacu *Piaractus mesopotamicus* (Jomori et al., 2012), tilápia *Oreochromis niloticus* (Luz et al., 2013), tambaqui *Colossoma macropomum*, matrinxã *Brycon amazonicus*, apaiari *Astronotus ocellatus* e piau *Leporinus macrocephalus* (Jomori et al., 2013). Salinidades adequadas podem levar a menor gasto osmorregulatório, permitindo que a energia economizada seja direcionada para o crescimento (Tsuzuki et al., 2007).

Os minerais estão envolvidos no funcionamento dos processos vitais de todos os animais incluindo os peixes. Geralmente, o cálcio, sódio, potássio são obtidos pela água para satisfazer parte das necessidades nutricionais dos peixes, enquanto o fósforo e sulfatos são obtidos mais eficientemente pela dieta (NRC, 1993). Desta forma, o adequado nível de fósforo disponível em dietas para peixes pode melhorar o crescimento, utilização de nutrientes e deposição de minerais nos ossos (Furuya et al., 2008). Na análise da composição dos animais inteiros, o fósforo apresentou maior valor estimado a 3,24 g de sal/L, sugerindo melhor aproveitamento deste mineral em baixa salinidade.

A energia apresentou valores constantes até a salinidade estimada de 2,15 g de sal/L com redução a salinidades superiores. Estes resultados encontrados nos peixes expostos ao ambiente salino por 28 dias mostraram uma tendência estável de conforto a baixas salinidades e o decréscimo neste índice com o aumento da salinidade da água, sugerindo o consumo das reservas energéticas e um possível processo de exaustão devido ao estresse (De Boeck et al., 1997; Parsons, 2005; Parsons, 2007), como discutido fisiologicamente pelas variáveis hematológicas e bioquímicas.

7. CONCLUSÕES

Juvenis de pacamã, na faixa de tamanho do presente estudo, toleram salinidades de até 7,5 g de sal/L em banhos curtos de 96 horas.

O desempenho de juvenis de pacamã criados em diferentes gradientes de salinidade da água mostrou-se vantajoso até a salinidade 2,5 g de sal/L, por não interferir no desempenho do animal e beneficiá-lo com as propriedades do sal.

Alterações hematológicas e bioquímicas, principalmente, para as variáveis cortisol, glicose, hematócrito, osmolaridade e íons Cl^- , podem ser utilizadas como indicativo de estresse ao manejo de salinizar a água em juvenis de pacamã submetidos ao choque osmótico e a longos períodos de criação em ambientes salinos.

O efeito de diferentes salinidades da água na composição de peixe inteiro de juvenis de pacamã pode ser um reflexo da condição estressora para esta espécie.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGRAHARI, S.; GOPAL, K. Fluctuations of certain biochemical constituents and markers enzymes as a consequence of monocrotophos toxicity in the edible freshwater fish *Channa punctatus*. *Pestic. Biochem. Phys.*, v.94, p.5-9, 2009.

AL-DOHAIL, M.A.; HASHIM, R.; ALIYU-PAIKO, M. Effects of the probiotic, *Lactobacillus acidophilus*, on the growth performance, hematology parameters and immunoglobulin concentration in African Catfish *Clarias gariepinus*, (Burchell) fingerling. *Aquacult Res.*, v.40, p.1642-1652, 2009.

ALMAZÁN-RUEDA, P.; VAN HELMOND, A. T. M.; VERRETH, J. A. J. et al. Photoperiod affects growth, behaviour and stress variables in *Clarias gariepinus*. *J. Fish Biol.*, v.67, p.1029-1039, 2005.

ATKINSON, E.; JUDD, F. W. Comparative hematology of *Lepomis microlophus* and *Cichlasoma cyanoguttatum*. *Copeia*, v.2, p.230-237. 1978.

ALTINOK, I.; GRIZZLE, J. M. Effects of low salinities on *Flavobacterium columnare* infection of euryhaline and freshwater stenohaline fishes. *J. Fish Dis.*, v.24, n.6, p.361-367, 2001.

ALTINOK, I.; GRIZZLE, J.M. Effects of low salinities on oxygen consumption of selected euryhaline and stenohaline freshwater fish. *J. World Aquac. Soc.*, v.34, n.1, p.113-117, 2003.

ALTINOK, I.; GRIZZLE, J.M. Excretion of ammonia and urea by phylogenetically fish species in low salinities. *Aquaculture*, v.238, n.1-4, p.499-507, 2004.

ANDRADE, J. I. A.; ONO, E. A.; MENEZES, G. C. et al. Influence of diets supplemented with vitamins C and E on pirarucu (*Arapaima gigas*) blood parameters. *Comp Biochem Physiol.: part A: molecular & integrative physiology*, v.146, p.576-580, 2007.

APHA. Standard Methods for the examination of water and wastewater. American Public Health Association, *American Water Works Association*, Water Environmental Federation, 20th ed. Washington. 1998.

ARAÚJO, C. S. O.; TAVARES-DIAS, M.; GOMES, A. L. S. et al. Infecções parasitárias e parâmetros sanguíneos em *Arapaima gigas* Schinz, 1822 (Arapaimidae) cultivados no estado do Amazonas, Brasil. In: TAVARES-DIAS, M. (Org.). *Manejo e Sanidade de peixes em cultivo*. Macapá: Embrapa Amapá, 2009. p.389-424.

ARGUELLO J. M.; WHITIS, J.; LINGREL, J. B. Alanine scanning mutagenesis of oxygen containing amino acids in the transmembrane region of the Na⁺K⁺ATPase. *Arch. Biochem. Biophys.*, v.367, p.341-347, 1999.

ATKINSON, E.; JUDD, F. W. *Comparative hematology of Lepomis microlophus and Cichlasoma eyanoguttatum*. 2. ed. Copeia, 1978. p. 230-237.

BAGNI, M.; ROMANO, N.; FINOIA, M. G. et al. Short and long term effects of a dietary yeast β-glucan (Macrogard) and alginic acid (Ergosan) preparation on immune response in sea bass *Dicentrarchus labrax*. *Fish Shel. Immun.*, v.18, p.311-325, 2005.

BARMAN, U. K.; JANA, S. N.; GARG, S. K. et al. Effect of inland water salinity on growth, feed conversion efficiency and intestinal enzyme activity in growing grey mullet, *Mugil cephalus*. *Aquacult. Int.*, v.13, p.241-256, 2005.

BATLOUNI, S. R.; ROMAGOSA, E.; BORELLA, M. I. The reproductive cycle of male catfish, cachara *Pseudoplatystoma fasciatum* (Teleostei, Pimelodidae) revealed by changes of the germinal epithelium. An approach addressed to aquaculture. *An. Reprod. Sci.*, v.96, p.116-132, 2006.

BARTON, B. A.; ZITZOW, R. E. Physiological responses of juvenile walleyes to heading stress with recovery in saline water. *Prog. Fish. Cult.*, v.57, p.267-276, 1995.

BLAXHALL, P. C.; DAISLEY, K. W. Routine hematological methods for use with fish blood. *J. Fish Biol.*, v.5, p.771-781, 1973.

BOEUF, G.; PAYAN, P. How should salinity influence fish growth? *Comp. Biochem. Physiol.*, v.130, p.411-423, 2001.

BOLASINA, S. N. Cortisol and hematological response in Brazilian codling, *Urophycis brasiliensis* (Pisces, Phycidae) subjected to anesthetic treatment. *Aquacult. Int.*, v.14, p.569-575, 2006.

BORGES, A.; SCOTTI, L. V.; SIQUEIRA, D. R. et al. Changes in hematological and serum biochemical values in jundiá *Rhamdia quelen* due to sub-lethal toxicity of cypermethrin. *Chemosph.*, v. 69, p.920-926, 2007.

BORGHETTI, J. R.; CANZI, C. The effects of water temperature and feeding rate on the growth rate of pacu (*Piaractus mesopotamicus*) raised in cages. *Aquaculture.*, v.114, p.93-101, 1993.

BRANDÃO, F. R.; GOMES, L. C.; CHAGAS, E. C. Respostas de estresse em pirarucu *Arapaima gigas* durante práticas de rotina em piscicultura. *Acta Amaz.*, v.36, p.343-350, 2006.

BRINGOLF, R. B.; KWAK, T. J.; COPE, W. G. et al. Salinity tolerance of flathead catfish: implications for dispersal of introduced populations. *Trans. Amer. Fish Soc.*, v.134, p.927-936, 2005.

CARNEIRO, P. C. F. *Estresse provocado pelo transporte e resposta fisiológica do matrinxã Brycon cephalus*. 2001. 137f. Tese (Doutorado em Aquicultura) - Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.

CARNEIRO, P. C. F.; URBINATI, E. C. "Stress" e crescimento de peixes em piscicultura intensiva. In: CYRINO, J. E. P.; MIYADA, V. S.; PEZZATO, L. E. III Simpósio sobre manejo e nutrição de peixes. Campinas, p.25-40, 1999.

CARNEVIA, D. *Enfermedades de los peces ornamentales*. Ed. Agrovet. Buenos Aires, Argentina, 2001. 118p.

CASTRO, F. J.; FERNANDES, M. N. Efeitos da infestação por parasitos argulídeos na fisiologia e mecanismos de defesa inata em peixes cultivados. In: Tavares-Dias, M. (Org). Manejo e sanidade de peixes em cultivo. Macapá: Embrapa Amapá, 2009. p.361-388.

CECH, Jr, J.; BARTHOLOW, S. D.; YOUNG, P. S. et al. Striped bass exercise and handling stress in freshwater: physiological responses to recovery environment. *Trans. Amer. Fish Soc.*, v.125, p.308-320, 1996.

CENTENO, L.; SILVA-ACUNHA, R.; BARRIOS, R. Hematological characteristics of cachama *Colossoma macropomum* in three phases of the growth in Delta Amacuro, Venezuela. *Zootec. Tropic.*, v.25, p.237-243, 2007.

CHEN, C. Y.; WOOSTER, G. A.; GETCHELL, R. G. et al. Blood chemistry of healthy, nephrocalcinosis affected and ozone treated tilapia in a recirculation system, with application of discriminant analysis. *Aquaculture*, v.218, p.89-102, 2003.

CHEN, J. C.; CHEN, W. C. Salinity tolerance of *Haliotis Diversicolor supertexta* at different salinity and temperature levels. *Aquaculture*, v.181, p.191-203, 2000.

CLAVER, J. A.; QUAGLIA, A. I. E. Comparative morphology, development, and function of blood cells in nonmammalian vertebrates. *J. Exot. Pet. Med.*, v.18, p.87-97, 2009.

CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de Animais Selvagens*. São Paulo: Roca, 2007. p.736-741.

DACIE, J. V.; LEWIS S. M. *Practical haematology* 7ed. London: Churchill Livingstone, p.37-85; 8ed. 1995.

DE BOECK, G.; VANAUDENHOVE, M.; VERHOYE, M. et al. Water household of the common carp *Cyprinus carpio*, when submitted to an osmotic challenge, as determined by diffusion-weighted magnetic resonance imaging at 7 T. *Magma.*, v.5, p.13-19, 1997.

DE BOECK, G.; VLAEMINCK, A.; LINDEN, A. et al. The energy metabolism of common carp *Cyprinus carpio* when exposed to salt stress: an increase in energy expenditure or effects of starvation? *Physiol. Biochem. Zool.*, v.73, p.102-111, 2000.

EDDY, F. B. *Effects of stress on osmotic and ionic regulation in fish*. In: PICKERING, A.D. (Ed.). *Stress and fish*. Academic Press, 1981. p.77-102.

EDSALL, C.C. A blood chemistry profile for lake trout. *J. Aquacult Anim Health.*, v.11, p.81-86,1999.

EL-RHMAN, A. M. A.; KHATTAB, Y. A. E.; SHALABY, A. M. E. *Micrococcus luteus* and *Pseudomonas* species as probiotics for promoting the grown performance and health of Nile tilapia *Oreochromis niloticus*. *F. Shel. Immun.*, v.27, p.175-180, 2009.

EL-SAYED, Y. S.; SAAD, T. T.; EL-BAHR, S. M. Acute intoxication of deltamethrin in monosex Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* with special reference to the clinical, biochemical and haematological effects. *Environ. Toxicol. Pharm.*, v.24, p.212-217, 2007.

FASHINA-BOMBATA, H. A.; BUSARI, A. N. Influence of salinity on the developmental stages of African catfish *Heterobranchus longifilis* (Valenciennes, 1840). *Aquaculture*, v.224, p.213-222, 2003.

FLORES-CRESPO J.; FLORES-CRESPO, R.; IBARRA V.F.; Evaluación de quimioterápicos contra la Ciclidogiriasis de la Tilapia *Oreochromis hornorum* en México. *Rev. Lat. Microb.*, v.37, p.179-187, 1995.

FONTAÍNHAS-FERNANDES, A.; GOMES, E. F.; REIS-HENRIQUES, M. A. et al. Effect of cortisol on some osmoregulatory parameters of the teleost, *Oreochromis niloticus* L., after transference from freshwater to seawater. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, v.55, n.5, p.562-567, 2003.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS (FAO). *Fishery and Aquaculture Statistics*. Rome. 2013.

FRANSON, J. C.; MURRAY, H. C.; BUNK, C. Enzyme activities in plasma, kidney, liver and muscle of five avian species. *J. Wild Dis.*, v.21, p.33-39, 1985.

FREITAS, L. C. *Efeitos da salinidade sobre os ovos, larvas e juvenis do linguado *Paralichthys orbignyanus**. 2005. 47f. Dissertação (Mestrado). Fundação Universidade Federal do Rio Grande (FURG).

FUDGE. *Laboratory Medicine: Avian and Exotic Pets*. W.B. Saunders: Philadelphia, 2000.

FURUYA, W. M.; FUJJI, K. M.; SANTOS, L. D. et al. Exigência de fósforo disponível para tilápia-do-nilo (35 a 100g). *Rev. Bras. Zootec.*, v.37, p.961-966, 2008.

GARCIA, L. M. B.; GARCIA, C. M. H.; PINEDA, A. F. S. et al. Survival and growth of bighead carp fry exposed to low salinities. *Aquacult. Int.*, v.7, p.241-250, 2007.

GHIRALDELLI, L.; MARTINS, M. L.; JERONIMO, G. T. et al. Ectoparasites influence on the haematological parameters of Nile tilapia and carp culture in the state of Santa Catarina South Brazil. *J. Fish Aq. Scie.*, v.1, p.270-276, 2003.

GOLDENFARB, P.B.; BOWYER, F.P.; HALL, E.; BROSIUS, E. Reproducibility in the hematology laboratory: the microhematocrit determinations. *Amer. J. of Clin. Pathol.*, v.56, p.35-39, 1971.

GOMES, L. C.; ARAUJO-LIMA, C. A. R. M.; ROUBACH, R. et al. Avaliação dos efeitos da adição de sal e da densidade no transporte de tambaqui. *Pesq. Agropec. Bras.*, v. 38, n. 2, p. 283-290, 2003.

GOMES, L. C.; CHAGAS, E. C.; CRESCÊNCIO, R. et al. Validation of a simple portable instrument for measurement of blood glucose in four amazon fishes. *J. Aquac. Trop.*, v.20, p.101-109, 2005.

GONZÁLEZ, F. H. D.; SILVA, S. C. *Introdução à bioquímica clínica veterinária*. Porto Alegre: UFRGS. 2º Ed., 2006. 1274p.

GRACIA-LÓPEZ, V.; KIEWEK-MARTÍNEZ, M.; MALDONADO-GARCÍA, M. Effects of temperature and salinity on artificially reproduced eggs and larvae of the leopard grouper *Mycteroperca rosacea*. *Aquaculture*, v.237, p.485-498, 2004.

GUIMARÃES-CRUZ, R. J.; SANTOS, J. E.; SATO, Y. et al. Early development stages of the catfish *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1877 (Pisces: Pseudopimelodidae) from the São Francisco River basin, Brazil. *J. Appl. Ichtyol.*, v.25, p.321-327, 2009.

HOWLAND, K. L.; TONN, W. M.; GOSS, G. Contrasts in the hypo-osmoregulatory abilities of a freshwater and an anadromous population of uncommon. *J. Fish Biol.*, v.59, p.916-927, 2001.

HRUBEC, T. C.; CARDINALE, J. L.; SMITH, S. A. Hematology and plasma chemistry reference intervals for cultured Tilapia *Oreochromis hybrid*. *Vet. Clin. Pathol.*, v.29, p.7-12, 2000.

JERÔNIMO, G. T.; SPECK, G. M.; CECHINEL, M. M, et al. Seasonal variation on the ectoparasitic communities of Nile tilapia cultured in three regions in Southern Brazil. *Braz. J. Biol.*, v.71, p.365-373. 2011.

JOBLING, M. *Fish Bioenergetics*. London, Chapman & Hall, 1994. 309p.

JOMORI, R. K.; LUZ, R. K.; PORTELLA, M. C. Effect of salinity on larval rearing of pacu *Piaractus mesopotamicus*, a freshwater species. *J. World Aquacult. Soc.*, v.43, p.423-432, 2012.

JOMORI, R. K.; LUZ, R. K.; TAKATA, R. et al. Água levemente salinizada aumenta a eficiência da larvicultura de peixes neotropicais. *Pesq. Agropec. Bras.*, v.48, p.809-815, 2013.

JOSHI, P. K.; BOSE, M.; HARISH, D. Haematological changes in the blood of *Clarias batrachus* exposed to mercuric chloride. *J. Ecotox. Environ. Monit.*, v.12, p.119-122, 2002.

KIRSCHBAUM, A. A.; SERIANI, R.; PEREIRA, C. D. S. et al. Cytogenotoxicity biomarkers in fat snook *Centropomus parallelus* from Cananéia and São Vicente estuaries, SP, Brazil. *Genetics mol. Biol.*, v.32, p.151-154, 2009.

KUBITZA, F.; KUBITZA, L. M. M. *Principais parasitoses e doenças dos peixes cultivados*. Jundiaí: Ed. Degaspari. 1999. 96p.

KURBEL, S. Are extracellular osmolality and sodium concentration determined by Donnan effects of intracellular protein charges and of pumped sodium? *J. Theoret. Biol.*, v.252, p.769-772, 2008.

LEGRAS, S.; MOUNEYRAC, C.; AMIARD, J. C. et al. Changes in metallothionein concentrations in response to variation in natural factors (salinity, sex, weight) and metal contamination in crabs from a metal-rich estuary. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, v.246, p.259-279, 2000.

LEMARIÉ, G.; BAROILLER, J. F.; CLOTA, J. L. et al. A simple test to estimate the salinity resistance of fish with specific application to *O. niloticus* and *S. melanotheron*. *Aquaculture*, v.240, p.575-587, 2004.

LOMBARDI, J. V. *Fundamentos de Toxicologia Aquática*. Ed.: Varela, São Paulo. 2004. 273p.

LOPES, S. T. DOS A. *Manual de Patologia Clínica Veterinária*. 3ª ed. Santa Maria: UFSM. 2007. 107p.

LUCU, C; TOWLE, D. W. (Na⁺K⁺)-ATPase in gills of aquatic crustacea. *Comp. Biochem. Physiol.*, v.135, p.195-214, 2003.

LUSKOVÁ, V.; SVOBODÁ, M.; KOLAROVA, J. The effect of diazinon on blood plasma biochemistry in carp *Cyprinus carpio*. *Acta Vet. Brno.*, v.71, p.117-123, 2002.

LUZ, R. K.; SANTOS, A. E. H.; MELILLO FILHO, R. et al. Larvicultura de tilápia em água doce e salinizada. *Pesq. Agropec. Bras.*, v.48, p.1150-1153, 2013.

LUZ, R. K.; SANTOS, J. C. E. Effect of salt addition and feeding frequency on cascudo preto *Rhinelepis aspera* (Pisces: Loricariidae) larviculture. *J. Appl. Ichthyol.*, v.26, p.453-455, 2010.

LUZ, R. K.; MARTÍNEZ-ÁLVAREZ, R. M.; DE PEDRO, N. et al. Growth, food intake regulation and metabolic adaptations in goldfish (*Carassius auratus*) exposed to different salinities. *Aquaculture*, v.276, p.171-178, 2008.

LUZ, R. K.; DOS SANTOS, J. C. E. Avaliação da tolerância de larvas do pacamã *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1877 (Pisces: Siluriformes) a diferentes salinidades. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, v.30, p.345-350, 2008a.

LUZ, R. K.; SANTOS J. C. E. Densidade de estocagem e salinidade da água na larvicultura do pacamã. *Pesq. Agropec. Bras.*, v.43, p.903-909, 2008b.

LUZ, R. K.; PORTELLA, M. C. Diferentes densidades de estocagem na larvicultura do trairão *Hoplias lacerdae*. *Acta Sci.*, v.27, p.95-101. 2005.

MACEINA, M. J. NORDLIE, F. G.; SHIREMAN, J. V. The influence of salinity on oxygen consumption and plasma electrolytes in grass carp, *Ctenopharyngodon idella* Val. *J. Fish Biol.*, v. 16, n. 6, p. 613-619, 1980.

MACIEL, C. R. *Alimentação do camarão da Amazônia Macrobrachium amazonicum durante a fase larval*. Tese de Doutorado. 131p. Centro de Aquicultura da UNESP. Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal. 2007.

MAHONEY, J. B.; MACNULTY, J. K. Diseases associated blood changes and normal seasonal hematological variation in winter flounder in the *Hudson raritan* estuary. *Trans. Amer. Fish Soc.*, v.121, p.261-268, 1992.

MARIANO, W. S. *Resposta fisiológicas e bioquímicas do jeju Hiplerythrinus unitaeniatus (Characiformes erythrinidae) a exposição aérea*. 2006. 43f. Dissertação (Mestrado em Ciências Fisiológicas - Centro de Ciências Biológicas e da Saúde) Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.

MARSHALL, W. S.; BRYSON; S. E. Transport mechanisms of seawater in teleost chloride cells: an inclusive model of a multifunctional cell. *Comp. Biochem. Physiol.*, v.119, p.97-106, 1998.

MARTINEZ-PALÁCIOS, C. A.; MORTE, J. C.; TELLO-BALLINAS, G. et al. The effects of saline environments on survival and growth of eggs and larvae of *Chirostoma estor* Jordan 1880 (Pisces: Atherinidae). *Aquaculture.*, v.238, p.509-522, 2006.

MARTINEZ, C. B. R.; NAGAE, M. Y.; ZAIA, C. T. B. V. et al. Morphological and physiological acute effects of lead in the neotropical fish *Prochilodus lineatus*. *Braz. J. Bio.*, v.64, p.797-807, 2004.

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

MCDONALD, G.; MILLIGAN, C. L. Ionic, osmotic and acid-base regulation in stress. In IWAMA, G.W.; PICKERING, A.D.; SUMPTER, J.P.; SCHRECK, C.B. (Eds.). *Fish stress and health in aquaculture*. Cambridge: University Press, p. 119-144. 1997.

MEURER, F.; OLIVEIRA, S. T. L.; DOS SANTOS, L. et al. Níveis de oferta de alimento vivo para alevinos de pacamã (*Lophiosilurus alexandri*). *Rev. Bras. Ciênc. Agrár.*, v.17, p.305-309, 2010.

MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA, 2012, *Produção pesqueira e aquícola estatística 2008-2009*. Disponível em www.mpa.gov.br/. Acessado em novembro/2013.

MOREIRA, D. M. V.; FERREIRA, P. M. F.; ZUANON, J. A. S. et al. Tolerância aguda e subcrônica de juvenis de acará-bandeira à salinidade da água. *Rev. Bras. Eng. Pesca*, v.6, p.38-47, 2011.

MORGAN, J. D.; IWAMA, G. K. *Measurements of stressed states in the field*. In: IWAMA, G.W. et al. (Edt) *Fish stress and health in aquaculture*. Cambridge University Press, p.247-270, 1997.

MORGAN, J. D.; IWANA, G. K. Effects of salinity on growth, metabolism and ionic regulation in juvenile rainbow trout and steelhead trout *Oncorhynchus mykiss* and fall chinook salmon *Oncorhynchus tshawytscha*. *Can. J. Fish. Aquat. Scie.*, v.48, p.2083-2094, 1991.

MORGAN, J. D.; SAKAMOTO, T. E.; GRAU, G. et al. Physiological and respiratory responses of the mozambique tilapia *Oreochromis mossambicus* to salinity acclimation. *Comp. Biochem. Physiol.*, v.117, p.391-398, 1997.

NATIONAL RESEARCH COUNCIL. *Nutrient Requirements of Fish*. Washington, D.C.: National Academy Press. 1993.

NIU, C. J.; RUMMER, J. L.; BRAUNER, C. J. et al. Heat shock protein (Hsp70) induced by a mild heat shock slightly moderates plasma osmolarity increases upon salinity transfer in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Comp. Biochem. Phys.*, v.34, p78-83, 2008.

NOLAN, D. T. *Skin response of fish to stressors*. 2000. 211f. Tese (Doutorado), Universidade católica de Nijmegen, Holanda.

NUSSEY, G.; VAN VUREN, J. H. J.; DU-PREEZ, H. H. Effect of copper on the haematology and osmoregulation of the Mozambique tilapia *Oreochromis mossambicus* (Cichlidae). *Comp. Biochem. Physiol.*, v.111, p.369-380, 1995.

OLIVEIRA-RIBEIRO, C. A.; PELLETIER, E.; PFEIFFER, W. C. et al. Comparative uptake, bioaccumulation, and gill damages of inorganic mercury in tropical and Nordic freshwater fish. *Envir. Res.*, v.83, p.286-292, 2000.

PARSONS, P.A. Environments and evolution: interactions between stress, resource inadequacy and energetic efficiency. *Bio Rev.*, v.80, p.589-610, 2005

PARSONS, P. A. Energetic efficiency under stress underlies positive genetic correlations between longevity and other fitness traits in natural populations. *Biogerontol.*, v.8, p.55-61, 2007.

PEDREIRA, M. M.; LUZ, R. K.; MATIOLLI, C. C. et al. Larvicultura de matrinxã em tanques de diferentes cores. *Pesq. Agropec. Bras.*, v.43, p.1365-1369, 2008.

PETERS, G.; DELVENTHAL, H.; KLINGER, H. Physiological and morfological effects of social stress in the eel (*Anguilla anguilla* L.). *Arc. Fur. Fischer.*, v.30, p.157-180, 1980.

PIERSON, F.W. *Laboratory Techniques for Avian Hematology*. In: FELDMAN, B.F., ZINKL, I.G., JAIN, N.C. *Schalm's – Veterinary Hematology*, 5a ed., Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, p.1145-1146, 2000

PLAUT, I. Effects of salinity acclimation on oxygen consumption in the freshwater blenny, *Salaria fluviatilis*, and the marine peacock blenny, *S. pavo*. *M. Fres. Res.*, v.50, p.655-659. 1999.

POTTINGER, T. G.; TARICK, R. Carrick: Contrasting seasonal modulation of the stress response in male and female rainbow trout. *J. Fish Biol.*, v.56, p.667, 2000.

RANDALL, D. J.; PERRY, S. F. *Catecholamine*. In: HOAR, W. S., RANDALL, D. J., FARRELL, T. P. (eds) *Fish Physiology*, Vol. XII, Academic Press, New York. 1992.

RANZANI-PAIVA, M. J. T.; ROMAGOSA, E.; ISHIKAWA, C. M. Hematological parameters of “cachara”, *Pseudoplatystoma fasciatum* Linnaeus, 1766 (*Osteichthyes, pimelodidae*), reared in captivity. *B. Inst. Pesca.*, v. 31, p.47-53, 2005.

RANZANI-PAIVA, M. J. T. *Hematologia como ferramenta para avaliação da saúde de peixes*. In: 2º Simpósio de Nutrição e Saúde de Peixes, 2007. *Anais... 2º Simpósio de Nutrição e Saúde de Peixes*. Botucatu, São Paulo. Universidade Estadual Paulista, 2007.

RITCHIE, B. W.; HARRISON, G. J.; HARRISON, L. R. *Avian Medicine: principles and applications*. WINGERS PUBLISHING, INC.: Florida, 1994.

ROBERTSON, L.; THOMAS, P.; ARNOLD, C.R. et al. Plasma, cortisol and secondary stress responses of red drum to handling, transport, rearing density, and a disease outbreak. *Prog. Fish Cult.*, v.49, p.1-12, 1987.

SANTOS, H. B.; SAMPAIO, E. V.; ARANTES, F. P. et al. Induced spawning and reproductive variables of the catfish *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1876 (Siluriformes: Pseudopimelodidae). *Neot. Ichthyol.*, v.11, p.607-614, 2013.

SANTOS, J. C. E.; LUZ, R. K. Effect of salinity and prey concentrations on *Pseudoplatystoma corruscans*, *Prochilodus costatus* and *Lophiosilurus alexandri* larviculture. *Aquaculture*, v.287, p.324-328, 2009.

SAOUD, P.; KREYDIYYEH, S.; CHALFOUN, A. et al. Influence of salinity on survival, growth, plasma osmolality and gill (Na+K-)ATPase activity in the rabbit fish *Siganus rivulatus*. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, v.348, p.183-190, 2007.

SATAKE, F.; PÁDUA, S. B.; ISHIKAWA, M. M. Distúrbios morfológicos em células sanguíneas de peixes em cultivo: uma ferramenta prognóstica. In.: TAVARES-DIAS, M. Manejo e sanidade de peixes em cultivo. 1º ed. Macapá: Embrapa Amapá, p. 330-45, 2009.

SATO, Y.; SAMPAIO, E. V.; SANTIAGO, K. B. et al. Pacamã *Lophiosilurus alexandri*, peixe endêmico da bacia do rio São Francisco. *Bios.*, v.14, p.9-32, 2007.

SHERIDAN, M.A.; MOMMSEN, T.P. Effects of nutritional state on in vivo lipid and carbohydrate metabolism of coho salmon, *Oncorhynchus kisutch*. *Gen. Comp. Endocrin.*, v.81, p.473-483, 1991.

SHIBATA, O.A. Family Pseudopimelodidae. In: REIS, R.E.; KULLANDER, S.O.; FERRARIS JUNIOR, C.J. *Check list of the freshwater fishes of South and Central America*. Porto Alegre: EDIPUCRS, p.401-405, 2003.

SILVA, A. L. *Utilização de cloreto de sódio, formalina e a associação destes produtos na eliminação de ectoparasitas em larvas de tilápia Oreochromis niloticus*. 2007. 57f. Dissertação (Mestrado) São Paulo (SP): Instituto de Pesca - APTA, SAA.

SIMÕES, L. N.; GOMES, L. C. Eficácia do mentol como anestésico para juvenis de tilápia-do-nilo *Oreochromis niloticus*. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, v.61, p.613-620, 2009.

STOSKOPF, M. K. *Fish medicine*. North Carolina: W.B. Saunders Co. 1993, 881p.

TAVARES-DIAS, M., MORAES, F. R. *Hematologia de peixes teleósteos*. Ed.Eletrônica e Arte Final. 144p. Ribeirão Preto-SP. 2004.

TAVARES-DIAS, M.; MARTINS, M. L.; MORAES, F. R. et al. Fator de condição e relação hepato e esplenossomática em teleósteos de água doce naturalmente parasitados. *Acta Sci. Biol. Sci.*, v22. P.533-537. 2000.

TAVARES-DIAS , M.; FAUSTINO, C. D. Parâmetros hematológicos da tilápia-do-Nilo *Oreochromis niloticus* (Ciclidae) em cultivo extensivo. *Ars. Vet.*, v.14, p.254-263, 1998.

THOMAS, J. S. Overview of Plasma Proteins. In: FELDMAN, B.F., ZINKL, I.G., JAIN, N.C. *Schalm's – Veterinary Hematology*, 5a ed., Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, p.891-898, 2000.

THRALL, A.; MARY, A.; THOMAS, C. et al. *Hematologia e Bioquímica Clínica Veterinária*. 1 ed. São Paulo: Roca, 2007.

TIPSMARK, C. K.; LUCKENBACH, J. A.; MADSEN, S. S. et al. Osmoregulation and expression of ion transport proteins and putative claudins in the gill of Southern Flounder *Paralichthys lethostigma*. *Comp. Biochem. Phys.*, v.61, p.265-273, 2008.

TOCIDLOWSKI, M. E.; LEWBART, G. A.; STOSKOPF, M. K. Hematological study of red pacu *Colossoma brachypomum*. *Vet. Clin. Path.*, v.26, p.119-125, 1997.

TRAVASSOS, H. Nótula sobre o pacamã *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1876. *Atlas da Sociedade de Biologia*, v.4, p.1-2, 1959.

TSUZUKI, M. Y.; SUGAI, J. K.; MACIEL, J. C. et al. Effect of salinity on survival of juveniles of the fat snook, *Centropomus parallelus* (Poey). In: I Conferencia Latino Americana sobre Cultivo de Peces Nativos y III Conferencia Mexicana sobre Cultivo de Peces Nativos, México, 2006.

TSUZUKI, M.; SUGAI, J.K.; MACIEL, J.C. et al. Survival, growth and digestive enzyme activity of juveniles of the fat snook *Centropomus parallelus* reared at different salinities. *Aquaculture*, v.271, p.319-325, 2007.

UEDA, I. K.; EGAMI, M. I.; SASSO, W. S. Estudo hematológico do sangue periférico de *O. niloticus* (Linneus, 1758). *Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.*, v.34, p.270-275, 1997.

VELÍSEK, J.; VLASTIMIL, S; KOURIL, J. P. et al. Comparision of the effects of four anaesthetics on biochemical blood profiles of perch. *Aquacult. Res.*, v.40, p.354-364, 2009.

VIJAYAN, M. M.; PEREIRA, C.; GRAU, E. G. et al. Metabolic responses associated with confinement stress in tilapia: the role of cortisol. *Comp. Biochem. Physiol.*, v.116, p.89-95, 1991.

VOSYLIENĖ, M. Z. The effects of heavy metals on haematological indices of fish (Survey). *Acta Zool. Litua.*, v.9, p.76-82, 1999.

ZUANON, J. A. S.; SALARO, A. L.; VERAS, G. C. et al. Tolerância aguda e crônica de adultos de beta, *Betta splendens*, à salinidade da água. *Rev. Bras. Zootec.*, v.38, p.2106-2110, 2009.

WANG, J. Q.; LUI, H.; PO, H. et al. Influence of salinity on food consumption, growth and energy conversion efficiency of common carp (*Cyprinus carpio*) fingerlings. *Aquaculture*, v.148, p.115-124, 1997.

WEBSTER, C. D. Minerals and fish health. In: SIMPOSIO DE NUTRIÇÃO E SAÚDE DE PEIXES, 2. Botucatu. *Anais...* Botucatu: Unesp, 2007. p. 21-34. National Research Council (NRC). 1993. Nutrient Requirements of Fishes. Washington, DC: National Academy of Sciences. 2007.

WEDEMEYER, G. A.; BARTON, B. A.; MCLEAY, D. J. *Stress and acclimation*. In: SCHRECK, C. B. & MOYLE, P. B. (eds). *Methods for Fish Biology*. MD: American Fisheries Society, Bethesda. 491-527p. 1990.

WEDEMEYER, G. *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, n.82, p.19, 1985.

WENDELAAR BONGA, S. E. The stress response of fish. *Physiol. Rev.*, v.77, p.591-625, 1997.

WHITE, A.; FLETCHER, T.C. The influence of hormones and inflammatory agents on C-reactive protein, cortisol and alanine aminotransferase in the plaice (*Pleuronectes platessa* L.). *Comp. Biochem. Physiol.*, v.80, p.99-104, 1985.

WINTROBE, M. M. Variations on the size and hemoglobin content of erythrocytes in the blood of various vertebrates. *F. Haematol.*, v.51, p.32-49, 1934.

WU, R. S. S.; WOO, N. Y. S. Tolerance of hypo-osmotic salinities in thirteen species of adult marine fish: implications for estuarine fish culture. *Aquaculture*, v.32, p.175-181, 1983.

WURTS, W. A. Using salt to reduce handling stress in channel catfish. *Aquaculture*, v.26, p.80-81, 1995.

YU, J. H.; HAN, J. J.; PARK, S. W. Haematological and biochemical alterations in Korean catfish, *Silurus asotus*, experimentally infected with *Edwardsiella tarda*. *Aquacult. Res.*, v.41, p.295-302, 2010.