

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS

NÍVEIS DE FARELO DE MILHO EM DIETAS PARA JUVENIS DE
Lophiosilurus alexandri

CAMILA GOMES DE OLIVEIRA

BELO HORIZONTE
ESCOLA DE VETERINÁRIA – UFMG
2018

CAMILA GOMES DE OLIVEIRA

NÍVEIS DE FARELO DE MILHO EM DIETAS PARA JUVENIS DE
Lophiosilurus alexandri

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

Área de concentração: Nutrição e alimentação animal

Profa. Orientadora: Paula Adriane Perez Ribeiro

BELO HORIZONTE
ESCOLA DE VETERINÁRIA – UFMG
2018

Oliveira, Camila Gomes de, 1991 –

O048n

Níveis de Farelo de Milho em dietas para juvenis de *Lophiosilurus alexandri* /Camila Gomes de Oliveira. - 2018
54 p.; il.

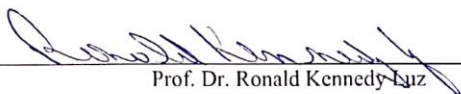
Orientadora: Paula Adriane Perez Ribeiro

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Minas Gerais, Escola de Veterinária

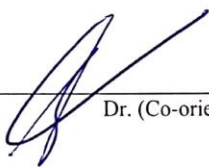
1. Nutrição animal -Teses. - 2. Peixe - Comportamento alimentar - Teses. - 3. Peixe – Alimentação e rações. 4. Bagre Neotropical *Lophiosilurus Alexandri* – Teses.
5.Digestibilidade I. Ribeiro, Paula Adriane Perez. II. Universidade Federal de Minas Gerais. Escola de Veterinária. III. Título.

CDD - 636.0852

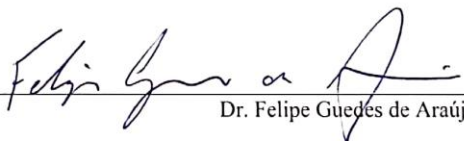
DISSERTAÇÃO defendida e aprovada em 08/02/2018 pela Comissão Examinadora composta pelos seguintes membros:



Prof. Dr. Ronald Kennedy Luz



Dr. (Co-orientador) Leandro Santos Costa



Dr. Felipe Guedes de Araújo



Prof. Dr. Galileu Crovatto Veras

“Por vezes sentimos que aquilo que fazemos não é, senão, uma gota de água no mar. Mas o mar seria menor se lhe faltasse uma gota”.

Madre Teresa de Calcutá

DEDICATÓRIA

Dedico aos meus pais Maria Aparecida e José e ao meu irmão Renato por todo apoio e paciência.

Agradecimentos

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

À minha orientadora Professora Dra. Paula Adriane Perez Ribeiro pelos ensinamentos, incentivo, amizade que foram fundamentais para a conclusão desse mestrado.

Ao Professor Dr. Ronald Kennedy Luz e a toda equipe de larvicultura por doar os animais necessários para realização desse estudo.

Ao Dr. Leandro Santos Costa pela co-orientação, amizade e ajuda no desenvolvimento do experimento e nas análises.

À Amanda Hastenreiter do Espírito Santo pela ajuda na execução das análises, amizade e apoio nos momentos difíceis.

À Welliene Moreira dos Santos pela amizade e ajuda com as análises estatísticas.

À Walisson de Souza e Silva pela amizade, apoio e ensinamentos.

À equipe de nutrição do Laboratório de Aquicultura, pelo suporte mútuo durante a execução do experimento, em especial aos alunos Fábio Aremil, Ana Carolina Andrade, Luiz Felipe Silveira e Helder de Oliveira.

À Professora Dra. Priscila Vieira Rosa da Universidade Federal de Lavras (UFLA) por ceder o Laboratório de Enzimologia e a Dra. Natália Cristina Santos Costa pela execução das análises enzimáticas.

Aos amigos Raphael Bahiense, João Paulo Lorenzini, Luanna Neves, Camila Paranhos, Angélica Ferreira, Deliane Costa, Gabriela Pires, Fernanda Medeiros, Marcela Sampaio, Luiz Azevedo, Nathan Augusto, Camila Carvalho, Guilherme Sander, Anna Luisa e Gabriela Goes pelos momentos de alegria e apoio.

A todos que de alguma forma me ajudaram durante minha caminhada.

À instituição pelo incentivo a pesquisa.

Muito obrigada!

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO GERAL	12
2. REVISÃO DE LITERATURA	13
2.1.Pacamã	13
2.2.Carboidrato	14
2.3.Digestão de carboidratos	16
2.4.Metabolismo de carboidratos	17
2.5.Lipoproteínas	20
3. OBJETIVOS	21
3.1 Objetivo geral.....	21
3.2 Objetivos específicos.....	21
4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	22
5. ARTIGO	29
5.1.Resumo	30
5.2.Introdução	31
5.3.Material e Métodos	32
5.3.1. Dietas experimentais	33
5.3.2. Parâmetros de desempenho	34
5.3.3. Amostragem dos animais	35
5.3.4. Morfometria intestinal	35
5.3.5. Parâmetros sanguíneos	35
5.3.6. Atividade enzimática	36
5.3.7. Análises estatísticas	37
5.4.Resultados	37
5.4.1. Desempenho	37
5.4.2. Bioquímica sanguínea.....	39
5.4.3. Atividade enzimática	41
5.5.Discussão	42
5.6.Conclusões	46
5.7.Agradecimentos	46
5.8.Referências	46
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS	54

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Dietas experimentais	34
Tabela 2. Valores médios (\pm desvio padrão) de parâmetros de desempenho, morfometria intestinal e índices hepatossomático e viscerossomático de juvenis de <i>L. alexandri</i> , alimentados com níveis de milho na dieta.	38
Tabela 3. Valores séricos médios (\pm desvio padrão), triglicerídeos, colesterol total, HDL e LDL, de juvenis de <i>L. alexandri</i> , alimentados com níveis de milho na dieta.	40

.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Glicemia de juvenis de <i>L. alexandri</i> alimentados com níveis de milho na dieta.	39
Figura 2. Atividade hepática de enzima málica em juvenis de <i>L. alexandri</i> , alimentados com níveis de milho na dieta.	41
Figura 3. Atividade hepática de glicose-6-fosfato desidrogenase em juvenis de <i>L. alexandri</i> , alimentados com níveis de milho na dieta.	42

LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS

BHT	Butil Hidroxi Tolueno
CAA	Conversão Alimentar Aparente
CEUA	Comissão de Ética no Uso de Animais
DWG	<i>Daily weight gain</i>
EB	Energia Bruta
EE	Extrato Etéreo
ELISA	<i>Enzyme-Linked Immunosorbent Assay</i>
FAO	<i>Food and Agriculture Organization of the United Nations</i>
FCR	<i>Feed conversion ratio</i>
G6PD	Glicose-6-fosfato desidrogenase
GPD	Ganho de Peso Diário
HDL	Lipoproteína de Alta Densidade
HSI	<i>Hepasomatic index</i>
IHS	Índice hepatossomático
IVS	Índice viscerossomático
LAQUA	Laboratório de Aquicultura
LDL	Lipoproteína de Baixa Densidade
mg	Miligrama
mín	Mínimo
min	Minutos
mM	Milimolar
MS	Matéria seca
NADP	Nicotinamida Adenina Dinucleotídeo Fosfato
NADPH	Nicotinamida Adenina Dinucleotídeo Fosfato reduzida
nm	Nanômetro
NRC	<i>National Research Council</i>
PB	Proteína Bruta
s	Segundos
TCE	Taxa de Crescimento Específico
UFMG	Universidade Federal de Minas Gerais
Vit	Vitamina
VLDL	Lipoproteína de Densidade Muito Baixa
VSI	Viscerosomatic index

RESUMO

O objetivo deste trabalho foi avaliar a influência de níveis de carboidrato na dieta sobre o desempenho e metabolismo de juvenis de pacamã (*Lophiosilurus alexandri*). Foram utilizados 120 juvenis, com peso médio inicial de $20,85 \pm 2,01$ g, distribuídos em 20 aquários de 40L em sistema de recirculação. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com cinco tratamentos (5, 10, 15, 20 e 25 % de carboidrato) e quatro repetições (aquários). A duração do experimento foi de 63 dias. Os parâmetros avaliados foram desempenho, índice hepatossomático (IHS), índice viscerossomático (IVS), morfometria intestinal, glicose, HDL, LDL, colesterol total, triglicerídeos, atividade de amilase, glicose-6-fosfato desidrogenase (G6PD) e enzima málica. As concentrações de carboidratos nas dietas afetaram o desempenho, diminuindo o peso final e GPD dos animais que se alimentaram com mais de 10% de carboidrato. A CAA foi significativamente ($P>0,05$) melhor em peixes alimentados com 5% de carboidrato. A morfometria intestinal, o índice hepatossomático e viscerossomático não apresentaram diferença significativa ($P>0,05$). O colesterol total, HDL, LDL e triglicerídeos não apresentaram diferença estatística ($P<0,05$). A glicose apresentou comportamento linear, elevando com aumento dos níveis de carboidrato. A atividade da enzima amilase não apresentou diferença significativa entre os tratamentos ($P>0,05$). A atividade da enzima málica apresentou comportamento quadrático, em que os peixes alimentados com 5% de milho apresentaram menor atividade. Os tratamentos 10, 15, 20 e 25% proporcionaram atividade semelhantes nesses indivíduos. A G6PD apresentou comportamento linear crescente. Os dados do presente estudo sugerem que níveis acima de 10% de milho em dietas de juvenis de pacamã resultaram na piora do desempenho, demonstrando que o pacamã não consegue modular a atividade de amilase em resposta ao aumento do carboidrato na dieta. O carboidrato na dieta também favoreceu a ativação da lipogênese.

Palavras-chave: pacamã, nutrição, milho, enzimas lipogênicas, peixe carnívoro.

ABSTRACT

Objective of this work was to evaluate the influence of dietary carbohydrate levels on the performance and metabolism of pacamã juveniles (*Lophiosilurus alexandri*). A total of 120 juveniles were used, with a mean initial weight of 20.85 ± 2.01 g, distributed in 20 aquaria of 40L in a recirculation system. The experimental design was completely randomized, with five treatments (5, 10, 15, 20 and 25% carbohydrate) and four replicates (aquaria). The duration of the experiment was 63 days. The parameters evaluated were performance, hepatosomatic index (HSI), viscerosomatic index (IVS), intestinal morphometry, glucose, HDL, LDL, total cholesterol, triglycerides, amylase activity, glucose-6-phosphate dehydrogenase (G6PD) and malic enzyme. The carbohydrate concentrations in the diets affected the performance, decreasing the final weight and GPD of the animals that fed with more than 10% carbohydrate. CAA was significantly ($P > 0.05$) better in fish fed with 5% carbohydrate. The intestinal morphometry, the hepatosomatic and viscerosomatic index presented no significant difference ($P > 0.05$). Total cholesterol, HDL, LDL and triglycerides did not present statistical difference ($P < 0.05$). Glucose presented a linear behavior, increasing with increasing carbohydrate levels. The activity of the amylase enzyme showed no significant difference between the treatments ($P > 0.05$). The activity of the malic enzyme presented a quadratic behavior, in which the fish fed with 5% of maize showed less activity. Treatments 10, 15, 20 and 25% provided similar activity in these subjects. The G6PD presented increasing linear behavior. The data from the present study suggest that levels above 10% of maize in pacamã juvenile diets resulted in poor performance, demonstrating that pacamã fails to modulate amylase activity in response to increased carbohydrate in the diet. Carbohydrate in the diet also favored the activation of lipogenesis.

Key words: pacamã, nutrition, maize, lipogenic enzymes, carnivorous fish.

1. INTRODUÇÃO GERAL

O pacamã (*Lophiosilurus alexandri*) é uma espécie carnívora que apresenta elevado valor de mercado devido às características da sua carne como ausência de espinhos intramusculares e sabor suave. Além disso, esses animais podem ser comercializados como peixe ornamental (Luz et al., 2008; Santos et al., 2012; Souza et al., 2014). Segundo a portaria MMA nº 445 de 17 de dezembro de 2014, o pacamã é uma espécie vulnerável, por esse motivo, desenvolver técnicas que tornem possível o cultivo em cativeiro é importante para redução dos danos aos estoques naturais, permitindo também sua produção em larga escala.

A nutrição e alimentação é um dos setores que mais contribuem para o desenvolvimento da produção de uma espécie. No entanto, é o que representa a maior parte dos custos nas propriedades aquícolas. Por ser um nutriente com valor de mercado baixo, o carboidrato é frequentemente utilizado na formulação de dietas como fonte de energia. Além disso, lipídios e carboidratos podem induzir o efeito poupador de proteínas, fazendo com que os animais direcionem os aminoácidos da dieta para o crescimento. Isso pode ser útil para a redução dos custos das rações de peixes (Mohanta et al., 2007). Os carboidratos também ajudam na extrusão das rações, uma vez que submetidos a calor, temperatura e umidade sofrem expansão dos grânulos de amido (Laif e Kokini, 1991).

Os carboidratos na dieta podem variar da sua forma mais simples, como monossacarídeos e dissacarídeos, chegando a formas mais complexas, como oligossacarídeos, polissacarídeos e fibras (hemicelulose e celulose) (Krogdahl et al., 2005). Os animais carnívoros têm menor habilidade de digerir carboidratos complexos. Esses animais conseguem digerir apenas quantidades pequenas de carboidrato, devido ao seu trato gastrointestinal curto, baixa atividade de α -amilase e inabilidade da modulação da atividade enzimática frente a quantidades elevadas de carboidratos, chegando a inibir a ação enzimática (Buddington e Hilton, 1987; Buddington et al., 1997; Ugolev e Kuz'mina, 1994; Kamalam et al., 2017). No entanto, alguns dos processos da digestão nessas espécies ainda não foram completamente elucidados.

O aumento de carboidratos na dieta pode ocasionar também uma hiperglicemia pós-prandial prolongada (Moon, 2001). Além de armazenar o excesso na forma de glicogênio, níveis elevados desse nutriente podem estimular a ativação da lipogênese favorecendo a deposição de gordura nos tecidos (Dias et al., 1998; Figueiredo-Silva et al., 2009). A produção de ácidos graxos é dependente da disponibilidade de NADPH, que é fornecido através de rações

em que há a atuação da enzima málica. Além disso, a vida das pentoses fornece NADPH através da ação da glicose-6-fosfato desidrogenase (G6PD) (Nelson e Cox, 2002). É importante ressaltar que através do perfil de atividade destas enzimas é possível compreender como os peixes utilizam os carboidratos.

Desta forma, compreender o padrão de atividade enzimática é essencial para entender como os peixes utilizam os nutrientes dos alimentos. Além disso, pesquisas sobre a exigência nutricional de cada espécie são de extrema importância para o aprimoramento das técnicas de produção em cativeiro.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1.Pacamã

O pacamã, *Lophosilurus alexandri* Steindachner 1876, é uma espécie nativa da América do Sul, sendo endêmica do Rio São Francisco e pertencente à ordem dos Siluriformes e família Pseudopimelodidae (Shibata, 2003). É apreciado pela população existente ao entorno do seu habitat natural, apresentando elevado valor comercial devido a carne com sabor suave e ausência de espinhos intramusculares (Luz e Santos, 2008; Souza-Silva et al., 2014). Além disso, é comum a comercialização dessa espécie como peixe ornamental, em função de sua aparência exótica (Santos et al., 2012). Segundo a portaria MMA nº 445 de 17 de dezembro de 2014, o pacamã é uma espécie vulnerável, isso ocorre em razão do alto interesse comercial desse peixe. Portanto, estudos sobre essa espécie são importantes para preservação e desenvolvimento em cativeiro (Santos et al., 2012).

É um peixe que apresenta comportamento sedentário e bentônico, com hábito noturno, preferindo ambientes lênticos. Apresenta desova parcelada com cuidado parental, sendo que esses animais utilizam ninhos em fundos arenosos para a deposição dos ovos (Travassos, 1959; Santos et al., 2012; Costa et al., 2015). Possui canibalismo intenso nas fases iniciais de desenvolvimento e, portanto, o sucesso da sua produção em cativeiro é dependente da qualidade e quantidade de alimento consumido (Melo et al., 2016). Alguns estudos sobre o cultivo de pacamã têm sido realizados nos últimos anos sobre principalmente sobre a larvicultura e nutrição (juvenis e larvas) (Luz e Santos, 2008; Luz et al., 2011; Ribeiro et al., 2013; Souza et al., 2013; Souza et al., 2014; Souza-Silva et al., 2014; Takata et al., 2014 Kitagawa et al., 2015;

Melo et al., 2016). No entanto, o desenvolvimento de novas pesquisas na área de nutrição dessa espécie é fundamental para que seja possível o aprimoramento das técnicas de produção em cativeiro.

Por ser considerado um peixe carnívoro, se alimentando preferencialmente de pequenos peixes e crustáceos (Meurer et al., 2010), na formulação de sua dieta é necessária a inclusão de altos teores de proteína, para que atenda às necessidades fisiológicas desses animais. Sabe-se que essa característica pode ser um entrave na produção do pacamã, pois exige uma ração de custo elevado. Além disso, a falta de conhecimento sobre quais os ingredientes e a quantidade que podem ser utilizados, contribuem negativamente na produção dessa espécie (Melo et al., 2016).

2.2.Carboidrato

O carboidrato apresenta uma importância limitada no metabolismo dos peixes, sendo os lipídios e as proteínas os principais macronutrientes para essas espécies (Hemre et al., 2002). Embora esses animais não apresentem uma exigência clara de carboidratos, certas espécies podem ter crescimento reduzido em dietas livres desse nutriente (Wilson, 1994). Os peixes carnívoros especialmente, digerem e utilizam o amido mais ineficientemente que os onívoros e herbívoros. Por isso, o excesso de carboidratos na dieta pode ter como consequência a sobrecarga metabólica e um maior depósito de gordura (Gao et al., 2010).

O carboidrato é frequentemente utilizado como fonte de energia em dietas formuladas. Isso ocorre, pois, níveis adequados energia não proteicas podem minimizar o uso de proteínas para geração de energia (Hidalgo et al., 1993; Wilson, 1994; Hemre et al., 2002; Mohanta et al., 2007; Fracalossi et al., 2013). Por isso, existe uma necessidade de aplicar os conhecimentos sobre o efeito poupador de proteínas dos carboidratos, podendo, assim, ser útil na redução do custo das rações para peixes carnívoros, visto que na produção comercial de organismos aquáticos a alimentação dos indivíduos é responsável pela maior parte do custo total de produção (Mohanta et al., 2007).

Os carboidratos presentes na alimentação de peixes podem variar de monossacarídeos, dissacarídeos, oligossacarídeos (plantas, algas e plâncton) e polissacarídeos (amido, principal carboidrato constituinte de grãos e tubérculos) até fibras, como a hemicelulose e celulose (Krogdahl et al., 2005).

O milho é rico em polissacarídeos, sendo um dos grãos mais utilizados na alimentação animal, em que de 70% a 85% da sua produção mundial é destinada para esse fim (Paes, 2006). É considerado um alimento energético por ser composto, em maior parte, por carboidratos e lipídios. Sabe-se que o milho é rico em amido e, portanto, sua inclusão na formulação de dietas extrusadas favorece o processo de expansão dos péletes.

Os estudos sobre o uso de carboidratos dietéticos pelos peixes apresentam resultados variados e dependem em grande parte da espécie e fase de desenvolvimento dos animais utilizados. Tan et al. (2009) pesquisaram os efeitos de elevados níveis de amido de milho (24%, 28%, 32%, 36% e 40%, respectivamente) no desempenho e composição corporal de carpa (*Carassius auratus* var. gibelio). As dietas com 24 e 28% de amido não produziram efeitos negativos sobre o crescimento dessa espécie. A concentração de lipídios corporais aumentou quando o nível de amido cresceu, de 24% para 32%, sugerindo que a lipogênese estava ativa.

Wang et al. (2016) avaliaram o efeito de seis níveis de amido de milho (0, 6, 12, 18, 24 e 30%) no desempenho de juvenis de garoupa (*Epinephelus akaara*). Em níveis acima de 7,64% de carboidrato o ganho de peso diminuiu. Os resultados relatados nesse estudo são semelhantes aos níveis recomendados para outros carnívoros como a dourada (*Sparus latus*) alimentada com diferentes níveis de amido de milho (Hu et al., 2007).

Em outro estudo, que avaliava o efeito poupador de proteínas pela inclusão de diferentes níveis de dextrina em dietas para *Puntius gonionotus*, Mohanta et al. (2007) concluíram que a proteína na dieta dessa espécie pode ser reduzida de 300 para 250 g kg⁻¹ quando há o aumento do carboidrato de 260 para 340g kg⁻¹, sem que haja prejuízo para o crescimento dessa espécie.

Assim, o emprego de forma eficiente dos alimentos energéticos para peixes depende de uma melhor compreensão do metabolismo energético destes animais. Sendo importante ressaltar que espécies de peixes distintas podem apresentar respostas diferentes a inclusão de carboidrato na dieta.

2.3. Digestão de carboidratos

Na digestão de carboidratos, após sofrer hidrólise, os dissacarídeos, oligossacarídeos e polissacarídeos são transformados em monossacarídeos. Esse processo se inicia na presença de α -amilase que promove a hidrólise das ligações glicosídicas α (1 \rightarrow 4) e liberação maltose e oligossacarídeos (dextrinas). Uma quantidade de isomaltose (dissacarídeo) também pode ser formada a partir desta reação. A maltose e a dextrina, produtos da digestão do amido, sofrem hidrólise em moléculas de glicose, por meio a ação das enzimas maltases e dextrinase. A isomaltase faz a hidrólise de ligações α (1 \rightarrow 6) da isomaltose. Já a sacarase, hidrolisa as ligações α (1 \rightarrow 2) da sacarose, liberando glicose e frutose (Motta, 2003). A digestão é completada nos enterócitos, pela ação de dissacaridases associadas à borda em escova (Krogdahl et al., 2005).

Estudos sobre secreções digestivas em peixes podem elucidar certos aspectos de sua fisiologia e ajudar a resolver problemas nutricionais com o uso de dietas artificiais (Xiong et al., 2011). É importante avaliar as diferenças anatômicas entre as espécies. O trato gastrintestinal dos carnívoros geralmente é mais curto, simples e menos volumoso se comparado as espécies de outros hábitos alimentares, o que faz com que esses animais tenham maior dificuldade em digerir carboidratos complexos (Buddington et al., 1997; Kamalam et al., 2017).

Em espécies herbívoras e onívoras há maior atividade de enzimas que digerem carboidratos do que em carnívoros. Em comparação aos mamíferos, em que a amilase é produzida por glândulas salivares e pancreáticas, nos peixes a única fonte de α -amilase é o pâncreas exócrino. Sendo assim a atividade intestinal da α -amilase pode se correlacionar positivamente com os níveis de carboidratos da dieta em peixes herbívoros e onívoros. Porém, em alguns carnívoros, a atividade da amilase é baixa, podendo ficar até abaixo dos limites de detecção (Krogdahl et al., 2005; Polakof et al., 2012). Além disso, carnívoros têm baixa atividade de α -amilase e pouca capacidade de modular a atividade enzimática em resposta à presença de carboidratos (Buddington et al., 1997; Ugolev e Kuz'mina, 1994). Pode ocorrer também a menor ação das enzimas digestivas, quando esses animais são alimentados com altos níveis de carboidratos (Buddington e Hilton, 1987; Kamalam et al., 2017). Isso explica em partes a baixa capacidade dos peixes carnívoros de digerir carboidratos, sendo que esses peixes conseguem digerir apenas pequenas porções desse nutriente.

Em um ensaio realizado por Ren et al. (2011), foi testado o efeito de seis níveis crescentes de amido de milho gelatinizado (1,3; 6,5; 12,5; 18,4; 24,2 e 30,4%) sobre a atividade

de amilase, em juvenis de bijupirá (*Rachycentron canadum* L). Os peixes alimentados com 18,4 a 30,4% do ingrediente apresentaram maiores atividades de amilase, quando comparados àqueles alimentados com dietas contendo 1,3 e 6,5% de amido.

A utilização de carboidratos pelos peixes também depende da fonte deste nutriente. Vários ingredientes podem ser utilizados como milho, trigo ou a mistura de fontes. Hamid et al. (2011) realizaram um experimento para avaliar o efeito de fontes de carboidratos (amido de milho, dextrina, farinha de arroz e farinha de sagu) sobre a atividade enzimática em bagre amarelo (*Mystus nemurus*). A atividade específica da amilase foi maior em peixes alimentados com as dietas contendo amido de milho e farelo de arroz, do que com a farinha de sagu.

O amido dos cereais é constituído em sua maior parte por amilopectina e amiloses em proporções variadas (Gallant et al., 1992; Rawles e Lochma, 2003). Essas diferenças estruturais presentes no amido podem ser associadas a diferentes padrões de digestão (Rawles e Lochma, 2003). A amilopectina é hidrolisada mais rapidamente, por ser uma cadeia ramificada com comprimento curto, que proporciona mais pontos de fixação da amilase. Já a amilose, por apresentar estrutura linear, combinada ao comprimento longo da cadeia, é digerida mais lentamente (Mazur e Nakatani, 1993; Rawles e Lochma, 2003). Por esse motivo, dietas ricas em amilopectina, tendem a gerar índices glicêmicos mais elevados nos animais (Zhou e Kaplan, 1997).

Conhecer como a a atividade enzimática interage com cada tipo de alimento pode auxiliar na seleção de ingredientes para formulação das dietas, proporcionando uma nutrição apropriada à espécie, permitindo, assim, melhor desempenho.

2.4. Metabolismo de carboidratos

Existe uma grande variabilidade entre as espécies de diferentes hábitos alimentares quanto a capacidade de metabolizar os carboidratos da dieta. No entanto, esse nutriente desempenha alguns papéis no metabolismo de peixes (Moon e Foster, 1995). A glicose é uma das principais fontes de energia para as células, sendo essencial para o cérebro e, portanto, manter os níveis desejáveis de glicose é extremamente importante para que o organismo funcione corretamente (Pilkis e Granner, 1992; Panserat et al., 2001). O fígado é de fundamental importância no metabolismo intermediário, pois é nele que ocorre muitas reações de produção e consumo de glicose (Pilkis e Granner, 1992; Klover e Mooney, 2004; Polakof et al., 2012). As enzimas presentes em peixes apresentam grande semelhança com as encontradas em

mamíferos, porém, alguns aspectos da regulação do metabolismo de carboidratos nesses animais são distintos e ainda desconhecidos (Moon e Foster, 1995; Panserat et al., 2001).

Em espécies carnívoras, a hiperglicemia pós-prandial prolongada é observada em dietas ricas em carboidratos (Moon, 2001). Alguns estudos buscam explicar o mau aproveitamento dos carboidratos pelos peixes. De acordo com Mommsem e Plisetskaya (1991), os aminoácidos apresentariam maior eficiência para estimular a liberação da insulina do que a glicose. Já para Párrizas et al. (1994), os peixes possuiriam um baixo número de receptores de insulina no músculo, quando comparados aos mamíferos. Cowey e Walton (1982) acreditavam que os peixes teriam uma limitada eficiência na ação da hexoquinase responsável pela fosforilação da glicose, portanto, essa molécula não consegue permanecer dentro da célula e retorna para corrente sanguínea. Segundo Wright et al. (1998), os peixes teriam poucos transportadores de glicose (GLUT 4) no músculo. E por fim, Panserat (2001) salientou que os peixes poderiam apresentar um desbalanço entre glicólise e gliconeogênese, contribuindo, assim, para a desregulação dos índices glicêmicos.

A glicólise permite a quebra da glicose, com posterior obtenção de ATP, via ciclo de Krebs e cadeia respiratória. A glicose que não é quebrada, por estar em excesso, é armazenada como glicogênio ou convertida em lipídios (Polakof et al., 2012). Barcellos et al. (2010) testaram os efeitos do jejum (1, 7, 14 e 21 dias sem alimentação) sobre as reservas de glicogênio em jundiá (*Rhamdia quelen*). O conteúdo de glicogênio hepático dos animais que ficaram em jejum 7, 14 e 21 dias foi esgotado, porém, dois dias após a realimentação, o glicogênio hepático aumentou até 3,5 vezes mais do que no grupo que não passou por jejum. No entanto, nenhum efeito foi verificado nos níveis de glicogênio muscular. Esses resultados mostram que o glicogênio no fígado é uma fonte de energia primária para esta espécie durante o período de restrição alimentar.

Por outro lado, o tipo de carboidrato pode não afetar a reserva de glicogênio, dependendo da espécie de peixe. Enes et al. (2008) verificaram que em juvenis de dourada (*Sparus aurata*), 20% de amido de milho pré-gelatinizado, dextrina, maltose ou glicose não afetaram o conteúdo de glicogênio hepático. Porém, para truta-arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*), as concentrações de glicogênio no fígado foram significativamente maiores nos grupos alimentados com dietas contendo glicose e maltose, em comparação àqueles alimentados com dextrina e amido (Hung e Storebakken, 1994).

Moreira et al. (2008) estudaram o efeito do amido dietético (10, 20 e 30% de amido de milho pré-gelatinizado) no metabolismo de juvenis de robalo (*Dicentrarchus labrax*). Os níveis hepáticos de glicogênio aumentaram conforme o aumento do carboidrato na dieta.

Níveis elevados de energia não proteica podem estimular a lipogênese e, assim, aumentar a deposição de gordura (Dias et al., 1998; Figueiredo-Silva et al., 2009). Essa deposição, dependendo da localização e composição, pode afetar a qualidade, o valor nutricional e a estabilidade de armazenamento do peixe (Dias et al., 1998; Turchini et al., 2009).

O aumento da glicose circulante gera excesso de energia (ATP e NADH) e, também, de acetil-CoA, inibindo o ciclo de Krebs e estimulando a lipogênese. O acetil-CoA se liga ao oxaloacetato formando citrato, que é permeável à membrana da mitocôndria. No citosol, o citrato sofre clivagem, gerando oxaloacetato novamente, e então é reduzido a malato. Posteriormente, a enzima málica faz a catalização da oxidação a piruvato. O NADPH é um substrato com ação redutora importante na síntese de ácidos graxos. Ele é fornecido pela ação da enzima málica e na via das pentoses, sendo esta última dependente da enzima glicose-6-fosfato desidrogenase (G6PD) (Nelson e Cox, 2002).

Pérez-Jiménez et al. (2015) avaliaram a capacidade de utilização de carboidratos em *Dentex dentex*. As dietas combinaram três tipos de carboidrato (amido pré-gelatinizado, dextrina e maltodextrina), em três níveis (12, 18 e 24%). A atividade da enzima málica no fígado e no músculo foi menor no tratamento com maltodextrina, mostrando que a disponibilidade de glicose no grupo que se alimentou com dextrina ou amido pode estimular a lipogênese, culminando com a deposição de gordura corporal.

Em juvenis de carpa (*Magalobrama amblycephala*), níveis de carboidratos mais elevados resultaram em uma maior atividade da glicose-6-fosfato desidrogenase. No entanto, esse fator não foi suficiente para induzir maior deposição de lipídios no corpo inteiro dos animais (Li et al., 2013). Em outro estudo com essa mesma espécie, a fonte de carboidrato afetou o metabolismo da glicose, sendo que após duas horas, os juvenis alimentados com dextrina apresentaram maior atividade hepática de GP6D (Ren et al., 2015). Já Couto et al. (2008) verificaram que para juvenis de dourada (*Sparus aurata*), a composição lipídica do corpo inteiro e a atividade de GP6D não foram afetadas em peixes alimentados com até 30% de amido gelatinizado. Isso pode ter ocorrido, pois os animais podem ter direcionado a glicose para a síntese de glicogênio.

Portanto, a nutrição pode interferir diretamente no metabolismo e no aproveitamento dos carboidratos em várias espécies de peixes.

2.5.Lipoproteínas

Devido à natureza insolúvel dos triacilgliceróis, o colesterol e os ésteres de colesterol não conseguem ser transportados livremente na corrente sanguínea, precisando de transportadores específicos, as lipoproteínas. Essas moléculas tem como carecteristica um núcleo hidrofóbico que possui triacilgliceróis e esterres de colesteril, sendo a camada externa hidrofílica (Motta, 2003).As lipoproteínas podem ser classificadas de acordo com sua densidade, sendo: quilomícrons, HDL (lipoproteína de alta densidade), LDL (lipoproteína de baixa densidade) e VLDL (lipoproteína de densidade muito baixa) (Nelson e Cox, 2002).

Os quilomícrons fazem o transporte de lipídeos proveniente da dieta, por esse motivo eles estão presentes na corrente sanguínea apenas após a refeição. Os lipídios são levados do intestino até o tecido muscular e adiposo. A síntese de VLDL acontece no fígado, portanto essas moléculas fazem o transporte de triacilgliceróis e colesterol endógeno até os tecido extra-hepático. Já o LDL é formado através da VLDL fazendo o transporte de colesterol e ésteres de colesteril para os tecidos periféricos. As lipoprotéínas conhecidas como HDL fazem a remoção do colesterol do plasma sanguíneo e dos tecidos extra-hepático, fazendo o transporte dessas substancias até o tecido hepático (Motta, 2003).

O excesso de carboidratos nas dietas para peixes pode levar a um aumento da intensidade da lipogênese, afetando alguns parâmetros sanguíneos dos animais. Xing et al. (2016) avaliaram os efeitos de diferentes proporções de carboidratos e lipídios na dieta para juvenis de corvina japonesa (*Larimichthys crocea*). O aumento na proporção carboidrato/lipídio foi acompanhado pela diminuição das concentrações de LDL plasmático, o que pode ter ocorrido em resposta à redução na concentração plasmática de triglicerídeos. Já Pérez-Jiménez et al. (2015) encontraram menor concentração plasmática da LDL e dos lipídios totais em *Dentex dentex* alimentados com maltodextrina. Porém os níveis ou tipos de carboidratos nas dietas não influenciaram na concentração de HDL nessa espécie.

Desta forma, fica evidente que a inclusão de carboidratos em dietas para peixes pode ocasionar alterações digestivas e metabólicas nos animais. Uma vez que quando usado de forma eficiente tem a capacidade de ter um efeito poupador de proteínas, porém quando utilizado o excesso tem efeitos no metabolismo de lipídios podendo ocasionar a intensificação dessa via.

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo geral

Avaliar a influência de níveis de milho na dieta sobre o desempenho e metabolismo de juvenis de pacamã.

3.2. Objetivos específicos

- Avaliar o desempenho de juvenis de pacamã alimentados com níveis crescentes de milho na dieta;
- Avaliar a morfometria intestinal, o índice hepatossomático e viscerossomático de juvenis de pacamã;
- Avaliar a atividade de α -amilase no intestino, enzima málica e glicose-6-fosfato desidrogenase (G6PD) no fígado de juvenis de pacamã;
- Determinar valores de glicose, HDL, LDL, colesterol total e triglicérides em juvenis de pacamã.

4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Barcellos, L.J.G., Marqueze, A., Trapp, M., Quevedo, R.M., Ferreira, D., 2010. The effects of fasting on cortisol, blood glucose and liver and muscle glycogen in adult jundiá *Rhamdia quelen*. *Aquaculture* 300, 231–236.

Brasil. Ministerio do meio ambiente. Portaria MMA N°445, de 17 de Dezembro de 2014. Lista de especies ameaçadas. Diário oficial da união. Poder executivo, Brasilia, 18 dez. 2014. Seção 1, p.126. Disponível em:http://www.icmbio.gov.br/cepsul/images/stories/legislacao/Portaria/2014/p_mma_445_2014_lista_peixes_amea%C3%A7ados_extin%C3%A7%C3%A3o.pdf. Acesso: 12 de mar. 2018.

Buddington, R.K, Hilton, R.J.W., 1987. Intestinal adaptations of rainbow trout to changes in dietary carbohydrate. *Am. J. Physiol.* 253, 489-496.

Buddington, R.K., Kroghdahl, A., Bakke-Mckellep, A.M., 1997. The intestines of carnivorous fish: structure and functions and the relations with diet. *Acta Physiol. Scand. Suppl.* 638, 67-80.

Costa, D.C., 2015. Capture, adaptation and artificial control of reproduction of *Lophiosilurus alexandri*: A carnivorous freshwater species. *Anim. Reprod. Sci.* 159, 148-154.

Couto, A., Enes, P., Peres, H., Oliva-Teles, A., 2008. Effect of water temperature and dietary starch on growth and metabolic utilization of diets in gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles. *Comp. Biochem. Physiol.* A 151, 45–50.

Dias, J., Alvarez, M.J., Diez, A., Arzel, J., Corraze, G., Bautista, J.M., Kaushik, S.J., 1998. Regulation of hepatic lipogenesis by dietary protein/energy in juvenile European seabass (*Dicentrarchus labrax*). *Aquaculture* 161, 169–186.

Enes, P., Panserat, S., Kaushik, S., Oliva-Teles, A., 2008. Hepatic glucokinase and glucose-6-phosphatase responses to dietary glucose and starch in gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles reared at two temperatures. *Comp. Biochem. Physiol.* A 149, 80–86.

Figueiredo-Silva, A.C., Corraze, G., Rema, P., Sanchez-Gurmaches, J., Gutiérrez, J., Valente, L.M.P., 2009. Blackspot seabream (*Pagellus bogaraveo*) lipogenic and glycolytic pathways appear to be more related to dietary protein level than dietary starch type. *Aquaculture* 291, 101–110.

Fracalossi, D.M., Rodrigues, A.P.O., Gominho-Rosa, M.C., 2013. Carboidratos e fibras. In: Fracalossi, D.M.; Cyrino, J.E.P. *Nutriaqua: Nutrição e alimentação de espécies de interesse para a aquicultura brasileira*. Copiart, Florianópolis, pp.53-58.

Gallant, D.J., Bouchet, B., Buléon, A., Pérez, S., 1992. Physical characteristics of starch granules and susceptibility to enzymatic degradation. *Eur. J. Clin. Nutr.* 46, 3-16.

Gao, W., Liu, Y.J., Tian, L.X., Mai, K.S., Liang, G.Y., Yang, H.J., Huai, M.Y., Luo, W.J., 2010. Effect of dietary carbohydrate-to-lipid ratios on growth performance, body composition, nutrient utilization and hepatic enzymes activities of herbivorous grass carp (*Ctenopharyngodon idella*). *Aquacult. Nutr.* 16, 327–333.

Hamid, N.K.A, Mahayat, M., Hashim, R., 2011. Utilization of diferente carbohydrate sources and starch forms by bagrid catfish (*Mystus nemurus*) (Cuv &Val). *Aquacult. Nutr.* 17, 10-18.

Hemre, G-I., Mommsen, T.P., Krogdahl, A., 2002. Carbohydrates in fish nutrition: effects on growth, glucose metabolism and hepatic enzymes. *Aquacult. Nutr.* 8, 175-194.

Hidalgo, M. C., Sanz, A., Garcia-gallego, M., Suarez, M. D., Dela Higuera, M., 1993. Feeding of the european eel *Anguilla anguilla*. I. Influence of dietary carbohydrate level. *Contp. Biorhem. Physiol.*105A, 165-169.

Hu, Y.-H., Liu, Y.-J., Tian, L.-X., Yang, H.-J., Liang, G.-Y., Gao, W., 2007. Optimal dietary carbohydrate to lipid ratio for juvenile yellowfin seabream (*Sparus latus*). *Aquacult. Nutr.* 13, 291–297.

Hung, S.S. O., Storebakken, T., 1994. Carbohydrate utilization by rainbow trout is affected by feeding strategy. *J. Nutr.* 223-230.

- Kamalam, S. B., Medale, F., Panserat, S., 2017. Utilisation of dietary carbohydrates in farmed fishes: New insights on influencing factors, biological limitations and future strategies. *Aquaculture* 467, 3–27.
- Kitagawa, A.T., Costa, L.S., Paulino, R.R., Luz, R.K., Rosa, P.V., Guerra-Santos, B., Fortes-Silva, R., 2015. Feeding behavior and the effect of photoperiod on the performance and hematological parameters of the pacamã catfish (*Lophiosilurus alexandri*). *Appl. Anim. Behav. Sci.* 171, 211–218.
- Klover, P.J., Mooney, R. A., 2004. Hepatocytes: critical for glucose homeostasis. *Int. J. Biochem. Cell Biol.* 36, 753–758.
- Krogdahl, A., Hemre, G.-I., Mommsen, T.P., 2005. Carbohydrates in fish nutrition: digestion and absorption in postlarval stages. *Aquacult. Nutr.* 11, 103–122.
- Laif, L. S., Kokini, J. L., 1991. Physicochemical changes and rheological properties of starch during extrusion (a review). *Blotechnol. Prog.* 7, 251-266.
- Li, X.-F., Wang, Y., Liu, W.-B., Jiang, G.-Z., Zhu, J., 2013. Effects of dietary carbohydrate/lipid ratios on growth performance, body composition and glucose metabolism of fingerling blut snout bream *Megalobrama amblycephala*. *Aquacult. Nutr.* 19, 701–708.
- Luz, R.K., e Santos, J.C.E., 2008. Stocking density and water salinity on pacamã larviculture. *Pesq. Agropec. Bras.* 43, 903-909.
- Luz, R.K., Santos, J.C.E., Pedreira, M.M., Teixeira, E.A., 2011. Effect of water flow rate and feed training on “pacamã” (Siluriforme: Pseudopimelodidae) juvenile production. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.* 63, 973-979.
- Mazur, A. K., Nakatani, H., 1993. Multiple attack mechanism in the porcine pancreatic α -amylase hydrolysis of amylose and amylopectin. *Arch. Biochem. Biophys.* 306, 29-38.

Melo, K.D.M., Oliveira, G.R., Brito, T.S., Soares, D.R.P., Tessitore, A.J.A., Alvarenga, E.R., Turra, E.M., Silva, F.C.O., Teixeira, E.A., 2016. Digestibilidade de ingredientes em dietas para juvenis de pacamã (*Lophiosilurus alexandri*). *Pesq. Agropec. Bras.* 51, 785-788.

Meurer, F., Oliveira, S.T.L., Santos, S.D., Oliveira, J.S., Colpini, L.M.S., 2010. Níveis de oferta de pós-larvas de tilápia do nilo para alevinos de pacamã (*Lophiosilurus alexandri*). *Rev. Bras. Cienc. Agr.* 5, 111-116.

Mohanta, K.N., Mohanty, S.N., Jena, J.K., 2007. Protein-sparing effect of carbohydrate in silver barb, *Puntius gonionotus* fry. *Aquacult. Nutr.* 13, 311–317.

Motta, V.T. 2003. Metabolismo dos carboidratos. In: Motta, V.T. *Bioquímica clínica para o laboratório: princípios e interpretações*. Robe Editorial, São Paulo, pp: 127-167.

Moon, T.W., Foster, G.D., 1995. Tissue carbohydrate metabolism, gluconeogenesis and hormonal and environmental influences. In: Hochachka, P.W. e Mommsen, T.P. (eds). *Biochemistry and Molecular Biology of Fishes*. Elsevier, Amsterdam, pp. 65–100.

Moon, T.W., 2001. Glucose intolerance in teleost fish: fact or fiction? *Comp. Biochem. Physiol.* B 129, 243-249.

Moreira, I.S., Peres, H., Couto, A., Enes, P., Oliva-Teles, A., 2008. Temperature and dietary carbohydrate level effects on performance and metabolic utilisation of diets in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. *Aquaculture* 274, 153–160.

Nelson, D.L., Cox, M., 2002. *Lehninger-Princípios de bioquímica*, 3ed. Sarvier, São Paulo.

Paes, M.C.D., 2006. Aspectos físicos, químicos e tecnológicos do grão de milho. (Embrapa Milho e Sorgo. Circular técnica, 75). Embrapa Milho e Sorgo, Sete Lagoas, pp:1-6.

Panserat, S., Plagnes-juan, E., Kaushik, S., 2001. Nutritional regulation and tissue specificity of gene expression for proteins involved in hepatic glucose metabolism in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *J. Exp. Biol.* 204, 2351-2360.

Párrizas, M., Baños, N., Baró, J., Planas, J., Gutiérrez, J., 1994. Up-regulation of insulin binding in fish skeletal muscle by high insulin levels. *Regul. Pept.* 53, 211-222.

Pérez-Jiménez, A., Abellán, E., Arizcun, M., Cardenete, G., Morales, A. E., Hidalgo, M.C., 2015. Nutritional and metabolic responses in common dentex (*Dentex dentex*) fed on different types and levels of carbohydrates. *Comp. Biochem. Physiol. A* 184, 56–64.

Pilkis, S. J., Granner, D. K., 1992. Molecular physiology of the regulation of hepatic gluconeogenesis and glycolysis. *Annu. Rev. Physiol.* 54, 885-909.

Polakof, S., Panserat, S., Soengas, J.L., Moon, T.W., 2012. Glucose metabolism in fish: a review. *Comp. Physiol. B* 182, 1015–1045.

Rawles, S., Lochmann, R., 2003. Effects of amylopectidamylose starch ratio on growth, body composition and glycemic response of sunshine bass morone *chrysops* X *M. saxatilis*. *J. World Aquacult. Soc.* 34, 278-288.

Ren, M., Ai, Q., Mai, K., Ma, K., Wang, X., 2011. Effect of dietary carbohydrate level on growth performance, body composition, apparent digestibility coefficient and digestive enzyme activities of juvenile cobia, *Rachycentron canadum* L. *Aquac. Res.* 42, 1467-1475.

Ren, M., Habte-Tsion, H.-M., Xie, J., Liu, B., Zhou, Q., Xianping Ge, X., Pan, L., Chen, R., 2015. Effects of dietary carbohydrate source on growth performance, diet digestibility and liver glucose enzyme activity in blunt snout bream, *Megalobrama amblycephala*. *Aquaculture* 438, 75–81.

Ribeiro, P.A.P., Miranda-Filho, K.C., Melillo-Filho, R., Santos, A.E.H., Souza-Silva, W., Rodrigues, L.A., Luz, R.K., 2013. Anesthetic effect of eugenol in juvenile pacamã. *Pesq. Agropec. Bras.* 48, 1136-1139.

Santos, L. D., Silva, L. C. R., Amorin, J. V. O., Balen, R. E., Meurer, F., 2012. Effect of food processing on the development of pacamã fingerlings (*Lophiosilurus alexandri*). *Arq. Ciênc. Vet. Zool.* 15, 115-120.

- Shibata, O.A., 2003. Family Pseudopimelodidae. In: Reis, R.E., Kullander, S.O., Ferraris-Junior, C.J. Check list of the freshwater fishes of South and Central America. Edipucrs, Porto Alegre, pp.401-405.
- Souza, M.G., Seabra, A. G. L., Silva, L. C. R., Santos, L. D., Balen, R. E., Meurer, F., 2013. Crude protein requirement to pacamã juveniles. Rev. Bras. Saúde Prod. Anim. 14, 362-370.
- Souza, M.G., Costa, M.M., Seabra, A.G.L., Balen, R.E., Meurer, F., 2014. Live and artificial diets for pacamã fingerlings. Rev. Agrarian, 7, 360-364.
- Souza-Silva, W., Cordeiro, N.I.S., Costa, D.C., Takata, R., Luz, R.K., 2014. Feeding frequency and rate during feed training of pacamã juveniles. Pesq. Agropec. Bras. 49, 648-651.
- Takata, R., Souza-Silva, W., Costa, D.C., Melillo-Filho, R., Luz, R.K., 2014. Effect of water temperature and prey concentrations on initial development of *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1876 (Siluriformes: Pseudopimelodidae), a freshwater fish. Neotrop. Ichthyol. 12, 853-859.
- Tan, Q., Wang, F., Xie, S., Zhu, X., Lei, W., Shen, J., 2009. Effect of high dietary starch levels on the growth performance, blood chemistry and body composition of gibel carp (*Carassius auratus* var. gibelio). Aquac. Res. 40, 1011-1018.
- Travassos, H., 1876. Nótula sobre o pacamã, *Lophiosilurus alexandri* Steindachner, 1876. *Atlas Soc. Biol.* 4, 1-2, 1959.
- Turchini, G.M., Torstensen, B.E., Ng, W.-K., 2009. Fish oil replacement in finfish nutrition. *Rev. Aquacult.* 1, 10-57.
- Ugolev, A. M., Kuz'mina, V. V., 1994. Fish enterocyte hydrolases. Nutrition adaptations. *Camp. Biochem. Physiol.* 107A, 187-193.
- Walton, M.J., Cowey, C.B., 1982. Aspects of intermediary metabolism in Salmonid fish. *Comp. Biochem. Physiol.* 73B, 59-79.

Wang, J., Li, X., Han, T., Yang, Y., Jiang, Y., Yang, M., Xu, Y., Harpaz, S., 2016. Effects of different dietary carbohydrate levels on growth, feed utilization and body composition of juvenile grouper *Epinephelus akaara*. *Aquaculture* 459, 143–147.

Wilson, R.P., 1994. Utilization of dietary carbohydrate by fish. *Aquaculture* 124, 67-80.

Wright, J.R., O'hali, W., Yang, H., Bonen, A., 1998. GLUT-4 Deficiency and severe peripheral resistance to insulin in the teleost fish tilapia. *Gen. Comp. Endocrinol.* 111, 20-27.

Xing, S., Sun, R., Pan, X., Ma, J., Zhang, W., Mai, K., 2016. Effects of dietary carbohydrate-to-lipid ratio on growth performance, body composition, digestive enzyme activities, and hepatic enzyme activities in juvenile large yellow croaker, *larimichthys crocea*. *J. World. Aquacult. Soc.* 47, 297- 307.

Xiong, D. M., Xie, C. X., Zhang, H. J., Liu, H. P., 2011. Digestive enzymes along digestive tract of a carnivorous fish glyptosternum maculatum (Sisoridae, Siluriformes). *J. Anim. Physiol. Anim. Nutr. (Berl)* 95, 56–64.

Zhou, X., Kaplan, M.L., 1997. Soluble amylose cornstarch is more digestible than soluble amylopectin potato starch in rats. *J. Nutr.*

5. ARTIGO

METABOLISMO ENERGÉTICO DE JUVENIS DE *Lophiosilurus alexandri* ALIMENTADOS COM NÍVEIS DE MILHO NA DIETA

5.1. Resumo

O objetivo deste trabalho foi avaliar a influência de níveis de milho na dieta sobre o desempenho e metabolismo de juvenis de catfish (*Lophiosilurus alexandri*). Foram utilizados 120 juvenis com peso médio inicial de $20,85 \pm 2,01$ g, distribuídos em 20 aquários de 40L em sistema de recirculação. Estes foram distribuídos em cinco tratamentos (5, 10, 15, 20 e 25 % de carboidrato) e quatro repetições (aquários) sendo alimentados durante 63 dias. Os parâmetros avaliados foram desempenho, índice hepatossomático (IHS), índice viscerossomático (IVS), morfometria intestinal, glicose, HDL, LDL, colesterol total, triglicerídeos, atividade de amilase, glicose-6-fosfato desidrogenase (G6PD) e enzima málica. As concentrações de milho nas dietas afetaram o desempenho, diminuindo o peso final e ganho de peso diário (GPD) acima de 10% ($P < 0,05$). Não houve diferença estatística para os IHS, IVS e morfometria intestinal ($P > 0,05$). A glicose apresentou comportamento linear, elevando com aumento dos níveis de milho. A atividade da enzima amilase não apresentou diferença significativa entre os tratamentos ($P > 0,05$). A atividade da enzima málica e da G6PD apresentaram comportamento linear, em que o tratamento de 5% de milho apresentou menor atividade no fígado dos animais. Conclui-se que acima de 10% de milho na dieta piora o desenvolvimento de juvenis de pacamã. Esses peixes parecem não ter capacidade de modular a ação da amilase frente ao aumento da quantidade de milho na dieta. Níveis elevados de milho induzem a ação das enzimas lisogênicas, porém, a curto prazo, esse fato não determina alteração no transporte e na deposição de lipídios nos tecidos e vísceras.

Palavras-chave: pacamã, enzimas lipogênicas, parâmetros sanguíneos, carnívoro.

5.2. Introdução

A aquicultura mundial vem crescendo ao longo dos anos, chegando a marca de 110,2 milhões de toneladas produzidas em 2016 (FAO, 2018). Com isso, houve uma maior intensificação dos meios de produção, resultando em uma maior demanda por dietas de qualidade que atendam às exigências nutricionais de cada espécie. A nutrição e alimentação de peixes representam a maior parcela de gastos em uma produção aquícola, sendo interessante encontrar formas de reduzir esses custos. A produção de peixes carnívoros apresenta algumas peculiaridades, por exemplo, a alta utilização de ingredientes de origem animal. Portanto, é necessário o estímulo à produção de rações que usem ingredientes derivados de plantas, minimizando a utilização de fontes animais, uma vez que estas são limitadas e onerosas (Gatlin et al., 2007; Kamalam et al., 2017).

Os carboidratos representam uma fonte de energia de baixo custo, em comparação às demais, tornando-se, então, fundamental para redução dos custos de produção das dietas formuladas (Mohanta et al., 2007; Gao et al., 2010). Além disso, é interessante incluir nas dietas fontes de energia não proteicas, como carboidratos, de forma que os peixes consigam direcionar a maior parte da proteína dietética para o crescimento, melhorando o desempenho animal (Bautista, 1986; Gao et al., 2010). É importante ressaltar que os grânulos de amido são essenciais para à extrusão das rações, pois quando submetidos ao calor, pressão e umidade sofrem expansão o que permite a flutuabilidade das dietas (Laif e Kokini, 1991).

Os carboidratos são fonte de energia e carbono para o organismo. Contudo, alguns peixes não possuem uma exigência específica por esse nutriente. Isso ocorre por esses animais serem eficientes na síntese de glicose a partir de precursores não-carboidratos, como os aminoácidos (NRC, 2011; Kamalam et al., 2017; Zhou et al., 2018). Os peixes carnívoros apresentam atividade da amilase reduzida em relação aos onívoros e herbívoros, e isso pode explicar, em parte, o baixo aproveitamento desse nutriente por estes animais (Krogdahl et al., 2005; Polakof et al., 2012).

A utilização de carboidratos para espécies carnívoras deve ser realizada com atenção, uma vez que seu excesso pode elevar a quantidade de glicose disponível na corrente sanguínea, favorecendo a ativação da lipogênese no fígado e, conseqüentemente, a deposição de gordura tecidual (Dias et al., 1998; Figueiredo-Silva et al., 2009). A síntese de ácidos graxos é dependente de NADPH, que pode ser fornecido em reações de oxidação do malato a piruvato, catalisadas pela enzima málica. Outra rota de fornecimento de NADPH é a via das pentoses,

pela ação da glicose-6-fosfato desidrogenase (G6PD) (Nelson e Cox, 2002). Dessa forma, o perfil da atividade destas enzimas é uma ferramenta essencial para melhor compreensão do aproveitamento dos nutrientes pelos peixes.

Com a intensificação de via lipogênica, alguns parâmetros sanguíneos dos peixes podem ser afetados. Devido à natureza insolúvel dos triacilgliceróis, o colesterol e os ésteres de colesterol não conseguem ser transportados livremente na corrente sanguínea, precisando de transportadores específicos, as lipoproteínas, como a HDL (lipoproteína de alta densidade), LDL (lipoproteína de baixa densidade) e VLDL (lipoproteína de densidade muito baixa) (Nelson e Cox, 2002). Sendo assim, alterações nesses componentes podem ajudar na compreensão do estado nutricional dos peixes (Regost et al., 2001).

O pacamã (*Lophiosilurus alexandri*) é uma espécie carnívora nativa da bacia do rio São Francisco (Tenório et al., 2006; Santos et al., 2019). Além de ser adequado para a ornamentação, apresenta ótima qualidade do pescado e elevado valor de mercado, sendo considerada uma espécie de potencial na aquicultura (Luz e Santos et al., 2008; Santos et al., 2012; Souza et al., 2014; Santos et al., 2019).

O objetivo deste trabalho foi avaliar a influência de níveis de milho na dieta sobre o desempenho e o metabolismo energético de juvenis de *Lophiosilurus alexandri*.

5.3. Material e métodos

O experimento foi conduzido no Laboratório de Aquicultura, Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais, seguindo as normas éticas aprovadas pela comissão de Ética no Uso de Animais da instituição (protocolo CEUA 179/2016).

Os animais passaram por um período de adaptação de sete dias, recebendo dieta comercial, com 32% de proteína bruta. Foram utilizados 120 juvenis de *Lophiosilurus alexandri* ($20,85 \pm 2,01$ g de peso vivo, em média), alojados em 20 aquários de vidro (40 L cada), em sistema de recirculação de água, com temperatura mantida em $28,1 \pm 0,25$ °C e aeração constante.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, avaliando-se cinco dietas (5, 10, 15, 20 e 25% de milho) em quatro repetições (aquários). Os animais receberam as dietas experimentais durante 63 dias.

Os juvenis foram alimentados duas vezes ao dia (8:00 e 16:00 horas), até a saciedade aparente. Após cada alimentação, os tanques foram sifonados para retirada das excretas. As

sobras de ração foram recolhidas e armazenadas a -20°C. Após secagem em estufa de ventilação forçada (55°C), estas sobras foram pesadas para a mensuração do consumo alimentar.

O pH e o oxigênio foram monitorados semanalmente, com auxílio de sondas (Hanna HI 98127 e HI9146, respectivamente), mantendo-se em $7,5 \pm 0,07$ e $6,04 \pm 0,35$ mg/L, em média, respectivamente. O fotoperíodo utilizado foi de 12L:12E (Luz:Escuro).

5.3.1. Dietas experimentais

As dietas foram formuladas cinco dietas isoproteicas e isoenergéticas com variações crescentes nos níveis crescentes de milho (5, 10, 15, 20 e 25%) e estão apresentadas na tabela 1. Para a confecção das dietas os ingredientes foram moídos, pesados e misturados para posterior extrusão em extrusora monorosca (Inbramaq®, modelo Labor PQ30As) em peletes de 6-8 mm. Após esse procedimento, foi realizada a determinação da composição bromatológicas da energia bruta, proteína bruta, matéria seca, matéria mineral e extrato etéreo seguindo a metodologia descrita pela A.O.A.C. (2016) (tabela 1).

Tabela 1 Dietas experimentais

Ingredientes (%)	Níveis de milho na dieta (%)				
	5	10	15	20	25
Farinha de peixe	40,00	40,00	40,00	40,00	40,00
Farelo de soja	27,56	27,56	27,56	27,56	27,56
Farelo de milho	5,00	10,00	15,00	20,00	25,00
Óleo de soja	5,01	4,01	3,01	2,01	1,01
Inerte ^a	17,42	14,06	10,69	7,33	3,96
Albumina	2,14	1,61	1,07	0,54	0,00
Celulose	0,84	0,74	0,64	0,54	0,45
L-Lisina	0,50	0,50	0,50	0,50	0,50
Sal	0,50	0,50	0,50	0,50	0,50
Suplemento ^b	0,50	0,50	0,50	0,50	0,50
Fosfato bicálcio	0,50	0,50	0,50	0,50	0,50
Antioxidante ^c	0,20	0,20	0,20	0,20	0,20
Composição analisada (%)^d					
Proteína bruta	39,52	40,03	39,76	39,29	39,18
Energia bruta ^f	3770,02	3796,26	3755,06	3814,17	3880,19
Extrato etéreo	12,79	13,51	13,49	14,08	14,78
Cinzas	28,14	24,73	22,93	19,73	17,71

^aBentonita;

^bComposição do suplemento vitamínico e mineral: Ácido fólico (Min) 2500 mg/kg, Ácido pantotênico (Min) 3750 mg/kg, Biotina (Min) 125 mg/kg, Zinco (Min) 20 g/kg, Cobre (Min) 2000 mg/kg, Colina (Min) 125 g/kg, Ferro (Min) 15 g/kg, Iodo (Min) 125 mg/kg, Vit K (Min) 1000 mg/kg, Manganês (Min) 3700 mg/kg, Niacina (Min) 7800 mg/kg, Selênio (Min) 75 mg/kg, Vit A (Min) 2.000.000 UI/kg, Vit E (Min) 15000 UI/kg, Vit B₁ (Min) 2500 mg/kg, Vit B₁₂ (Min) 5000 mg/kg, Vit B₂ (Min) 2500 mg/kg, Vit B₆ (Min) 2000 mg/kg, Vit D₃ (Min) 500.000 UI/kg;

^cBHT - Butil Hidroxi Tolueno;

^dValores analisados em laboratório, expressos com base na matéria seca;

^fValores expressos em Kcal/kg.

5.3.2. Parâmetros de desempenho

Foram feitas biometrias quinzenais durante todo período experimental. O ganho de peso diário (GPD) foi calculado como: $GPD = (Peso\ final - Peso) / período\ experimental$. A taxa de crescimento específico (TCE) foi determinada a partir da equação: $100 \times [(ln\ peso\ final - ln\ peso\ inicial) / período\ experimental]$. A conversão alimentar aparente (CAA) foi calculada como: $CAA = Consumo / ganho\ de\ peso$.

5.3.3. Amostragem dos animais

Ao final do período experimental, após jejum de 8 horas, foram amostrados 12 peixes por tratamento. Os animais foram anestesiados com 120 mg/L de benzocaína, para coleta de sangue por punção da veia caudal. As alíquotas de sangue foram transferidas para microtubos. Após esse procedimento, os animais foram eutanasiados com uma overdose de benzocaína (300 mg/L) (Ross e Ross, 2008).

Os animais foram eviscerados, com pesagem de fígado e vísceras para cálculo dos índices hepatossomático (IHS), pela equação: $IHS = 100 \times (\text{peso do fígado} / \text{peso corporal total})$, e viscerossomático (IVS), pela equação: $IVS = 100 \times (\text{peso das vísceras} / \text{peso total do corpo})$. O intestino foi retirado e armazenado a -80°C , para análise da morfometria intestinal determinação da atividade de amilase. As amostras do tecido hepático também foram armazenadas a -80°C , para determinação da atividade de enzimas lipogênicas.

5.3.4. Morfometria intestinal

Para esta análise, adaptou-se a metodologia de Mello et al. (2013) em que os fragmentos de intestino foram retirados do formol e lavados com álcool 70%. Então, foram desidratados em série ascendente de álcool, posteriormente direcionados para diafanização (mantidos durante 15 minutos em xilol). Os tecidos foram emblocados em parafina, e então o corte histológico (5 μm de espessura) foi realizado em micrótomo (Microm HM) para confecção das lâminas. Para a coloração, foi utilizada a técnica de hematoxilina-eosina. Foram selecionadas e medidas 30 vilosidades por animal, cujas alturas (comprimentos em linha reta, μm) foram tomadas a partir da base superior até seu ápice.

5.3.5. Parâmetros sanguíneos

O sangue nos microtubos foi centrifugado (centrifuge Spinlab SL-5AM) a 3000 rpm, durante 15 minutos e armazenado a -80°C , até a realização das demais análises.

Para as análises de glicose, colesterol, LDL, HDL e triglicerídeos, foi realizado um pool do soro sanguíneo utilizando amostras sanguíneas de todos os animais de cada repetição. Para a confecção de cada amostra, foi utilizada a mesma quantidade de soro (150 μL por animal) de três indivíduos de uma mesma unidade experimental, obtendo-se, desta forma, duas amostras

de pool de cada repetição (n=8). As análises foram realizadas conforme metodologias descritas nos kits comerciais, com leitura pelo método de ELISA, a saber: glicose (Glicose enzimática líquida, Doles Reag. Equip. para Laboratórios Ltda), colesterol total (Colesterol monoreagente, Bioclin), LDL (LDL direto, Bioclin), HDL (HDL direto, Bioclin), triglicerídeos (triglicérides monoreagente, Bioclin).

5.3.6. Atividade enzimática

Para obtenção dos extratos enzimáticos, 4mL de solução tampão Tris-HCl (50 mM, pH 7,8) foram utilizados para 1 g de amostra, sendo centrifugado a 14000 rpm, a 4 °C, por 30 minutos. Foi feita a coleta do sobrenadante e posteriormente ele foi centrifugado novamente para obtenção de um extrato límpido. Esse extrato enzimático foi armazenado em freezer -80°C para realização das análises enzimáticas.

As amostras de intestino foram destinadas para determinação da atividade de amilase, com auxílio de kit comercial (Amilase, Bioclin), baseado no método de Caraway modificado (1959). Já o tecido hepático foi utilizado para determinação das atividades de enzima málica e glicose-6-fosfato desidrogenase (G6PD), seguindo metodologias adaptadas de Spina Junior et al. (1970) e Graeve (1994), respectivamente. As concentrações de proteína total foram determinadas pelo método de Bradford (1976). Para a determinação da atividade de enzima málica, as amostras foram transferidas para microplacas contendo 20 µL do extrato enzimático e 180 µL de substratos (140 µL Imidazol, 71,4 mM, pH 7,4; 10 µL de MgCl₂, 100 mM; 10 µL de NADP, 8 mM; 10 µL de L-Malato, 40 mM; 10 µL de água). Já para a mensuração da atividade de glicose-6-fosfato desidrogenase, foram transferidos para as microplacas 10µL do extrato enzimático e 190 µL de substratos (140 µL Imidazol, 71,4 mM, pH 7,4; 10 µL de MgCl₂, 100 mM; 20 µL NADP, 20 mM; 20µL de glicose-6-fosfato, 10 mM). Posteriormente, as microplacas em acrílico com tratamento ultravioleta contendo 96 poços (CORNING, Incorporada, Corning, Nova York, EUA) foram incubadas à 25°C, sendo a atividade medida pela absorbância em 340 nm, com leitura a cada 12 s (leitor de microplacas Multiskan Go, Thermo Scientific), durante 4 minutos, para enzima málica, e a cada 15 s, durante 10 minutos, para glicose-6-fosfato-desidrogenase.

2.2.7 Análises estatísticas

Os dados obtidos foram submetidos ao teste de normalidade dos erros (Kolmogorov-Smirnov) e homocedasticidade das variâncias (teste de Levene). Posteriormente, foram submetidos à análise de variância (ANOVA), e quando significativos, realizou-se a comparação das médias pelo teste de Tukey e análise de regressão polinomial de primeiro grau (5% de probabilidade). As análises foram feitas com auxílio do programa estatístico SPSS.

5.4. Resultados

5.4.1. Desempenho

Não houve mortalidade dos animais em nenhum dos tratamentos. Os dados de desempenho, morfometria intestinal e os índices hepatossomático e viscerossomático estão apresentados na Tabela 2.

O maior peso final e TCE foram registrados para os animais alimentados com 5% de milho na dieta, sendo que essas variáveis foram significativamente reduzidas para os animais que receberam os tratamentos com 15, 20 e 25% de milho ($P < 0,05$). O GPD reduziu com o aumento dos níveis de milho, em que o menor GPD foi encontrado para animais alimentados com 20% de milho na dieta. Estes também apresentaram menor CD, em relação aos peixes submetidos à dieta com 10% de milho ($P < 0,05$). Já a CAA foi significativamente menor para peixes alimentados com 5% de milho, apresentando piora para animais que receberam 15, 20 e 25% de milho na dieta ($P < 0,05$).

A morfometria intestinal e os índices hepatossomático e viscerossomático não apresentaram diferenças significativas ($P > 0,05$).

Tabela 2. Valores médios (\pm desvio padrão) de parâmetros de desempenho, morfometria intestinal e índices hepatossomático e viscerossomático de juvenis de *L. alexandri*, alimentados com níveis de milho na dieta.

Variáveis	Níveis de milho na dieta (%)					P-Valor
	5	10	15	20	25	
PF ¹	133,91 \pm 10,49 ^c	120,55 \pm 5,55 ^{bc}	106,06 \pm 8,88 ^{ab}	99,35 \pm 4,18 ^a	106,14 \pm 4,48 ^{ab}	0,0002
TCE ²	2,90 \pm 0,10 ^b	2,69 \pm 0,09 ^{ab}	2,46 \pm 0,12 ^a	2,43 \pm 0,07 ^a	2,53 \pm 0,12 ^a	0,0003
GPD ³	1,78 \pm 0,16 ^c	1,56 \pm 0,08 ^{bc}	1,32 \pm 0,13 ^{ab}	1,23 \pm 0,06 ^a	1,34 \pm 0,08 ^{ab}	0,0002
CD ⁴	9,66 \pm 0,27 ^{ab}	10,47 \pm 0,63 ^a	9,73 \pm 0,31 ^{ab}	8,80 \pm 0,74 ^b	9,87 \pm 0,30 ^{ab}	0,0142
CAA ⁵	0,91 \pm 0,07 ^a	1,12 \pm 0,04 ^{ab}	1,24 \pm 0,13 ^b	1,19 \pm 0,04 ^b	1,24 \pm 0,11 ^b	0,0014
IHS ⁶	1,13 \pm 0,17	1,21 \pm 0,16	1,18 \pm 0,23	1,22 \pm 0,21	1,20 \pm 0,23	0,8508
IVS ⁷	6,65 \pm 0,67	6,48 \pm 0,78	7,22 \pm 0,96	7,24 \pm 0,64	6,92 \pm 0,69	0,0862
Morfometria (μ)	585,14 \pm 125,94	615,47 \pm 147,57	603,59 \pm 141,60	623,44 \pm 137,51	652,36 \pm 145,48	0,8727

Letras diferentes na linha indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P<0,05). Peso Final (g)¹; Taxa de Crescimento Específico (%/dia)²; Ganho de Peso Diário (g)³; Consumo Diário⁴; Conversão Alimentar Aparente⁵; Índice Hepatossomático⁶; Índice Viscerosomático⁷.

5.4.2. Bioquímica sanguínea

A glicose apresentou comportamento linear ($R^2=0,9882$ e $P=0,0000$), aumentando conforme a elevação na quantidade de milho da dieta (Figura 1).

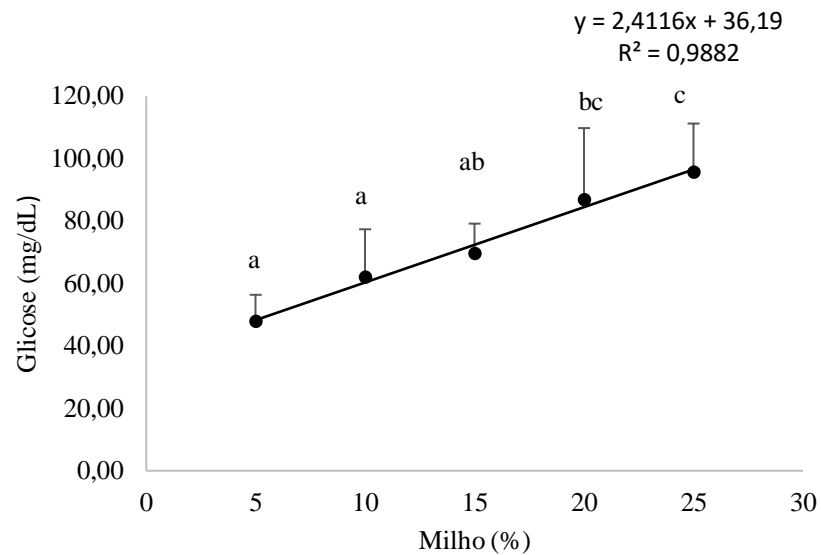


Figura 1. Glicemia de juvenis de *L. alexandri* alimentados com níveis de milho na dieta.

O colesterol total, HDL, LDL e triglicerídeos não apresentaram diferença estatística ($P>0,05$) (Tabela 3).

Tabela 3. Valores séricos médios (\pm desvio padrão), triglicerídeos, colesterol total, HDL e LDL, de juvenis de *L. alexandri*, alimentados com níveis de milho na dieta.

Variáveis séricas	Níveis de milho na dieta (%)					P-Valor
	5	10	15	20	25	
Colesterol total	101,32 \pm 37,55	111,94 \pm 11,94	109,05 \pm 15,72	121,38 \pm 14,69	130,16 \pm 9,15	0,1112
HDL ¹	47,46 \pm 6,66	49,73 \pm 4,21	44,33 \pm 6,94	44,87 \pm 3,07	42,50 \pm 5,93	0,3379
LDL ²	19,72 \pm 7,76	23,73 \pm 3,19	20,22 \pm 3,59	21,60 \pm 2,40	20,18 \pm 3,95	0,5041
Triglicerídeos	662,67 \pm 216,77	656,68 \pm 103,78	752,25 \pm 297,44	680,65 \pm 136,86	598,71 \pm 82,87	0,6426

Letras diferentes na linha indicam diferença significativa pelo teste de Tukey (P <0,05). Valores expressos em mg/dL; Lipoproteína de alta densidade¹; Lipoproteína de baixa densidade².

5.4.3. Atividade enzimática

A atividade da amilase não apresentou diferença significativa entre os tratamentos apresentando valor médio de $3,018,26 \pm 756,93$ ($P=0,3547$). A atividade da enzima málica apresentou comportamento quadrático ($R^2=0,8791$ e $P=0,0000$), aumentando de acordo com a elevação na quantidade de milho da dieta (Figura 2).

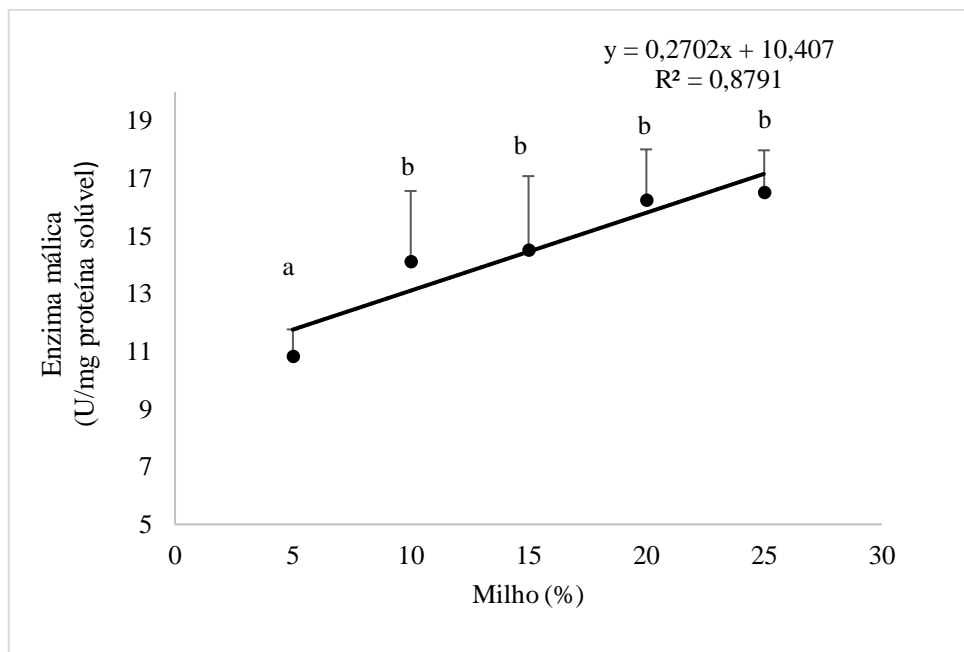


Figura 2. Atividade hepática de enzima málica em juvenis de *L. alexandri*, alimentados com níveis de milho na dieta.

A G6PD apresentou comportamento linear ($R^2= 0,9638$ e $P=0,0000$), aumentando sua atividade, conforme o aumento na inclusão de milho na dieta dos animais (Figura 3).

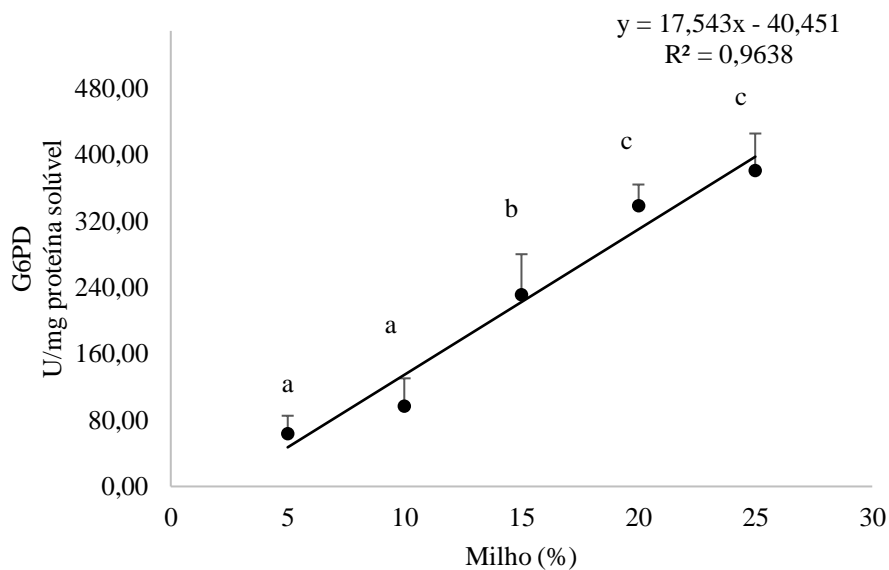


Figura 3. Atividade hepática de glicose-6-fosfato desidrogenase em juvenis de *L. alexandri*, alimentados com níveis de milho na dieta.

5.5. Discussão

Quando comparado aos lipídios e proteínas, os carboidratos são uma fonte energética de valor de mercado baixo e são essenciais para extrusão das dietas (Laif e Kokini, 1991; Mohanta et al., 2007; Gao et al., 2010). Além disso, esse nutriente pode apresentar efeito poupador de proteína, evitando que os animais utilizem os aminoácidos da dieta para produzir energia (Bautista, 1986; Gao et al., 2010). Tem sido relatado que o uso de níveis adequados de milho pode até mesmo melhorar o desempenho de algumas espécies como truta-arco-iris (*Salmo gairdneri*), bijupirá (*Rachycentro canadum* L.) e tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*) (Edwards et al., 1977; Ren et al., 2011; Boonanuntanasarn et al., 2018). No entanto os resultados ainda são controversos e dependem em grande parte da espécie em estudo e da fase de desenvolvimento dos animais. Alguns peixes, como os carnívoros, têm maior dificuldade na utilização de milho (Fracalossi et al., 2013).

No presente estudo, o desempenho do catfish foi afetado pelo aumento da inclusão de milho na dieta, sendo que acima de 10%, houve reflexo negativo no peso final, influenciando na redução da TCE, GPD e piora da CAA. Com relação à TCE, valores parecidos foram estimados para juvenis de golden pompano (*Trachinotus ovatus*), sendo sugerido 12,1% de amido de milho dietético (Zhou et al., 2015). Para juvenis de garoupa (*Epinephelus akaara*) 7,40% amido

de milho na dieta proporcionou crescimento máximo dos animais (Wang et al., 2016). Embora os animais do tratamento com 10% de milho tenham apresentado maior consumo da dieta em relação ao de 20% de inclusão de milho, esse comportamento possivelmente não foi influenciado pela composição da dieta. Guevara et al. (2015) ao determinar a influência do horário de alimentação e os níveis de amido e lipídios dietéticos no crescimento de um catfish híbrido (*Pseudoplatystoma reticulatum* x *Leiarius marmoratus*), concluíram que não houve diferença no consumo de ração durante o experimento. Esses autores sugerem que os animais que possuem hábito alimentar noturno estavam bem adaptados a alimentação diurna. Possivelmente, no presente estudo, esses peixes apresentaram esse comportamento alimentar variado devido a influência do seu padrão de alimentação noturna, uma vez que as dietas eram fornecidas no período diurno.

O grau de utilização dos carboidratos por diferentes espécies pode depender da capacidade de metabolizar e armazenar o excesso como glicogênio ou lipídio (Guo et al., 2006; Xiao et al., 2014; Zhou et al., 2015). Outro fator que pode influenciar o crescimento em peixes é a quantidade de lipídios na dieta, uma vez que esse nutriente apresenta maior efeito poupador de proteínas para determinadas espécies, sobretudo carnívoros (Brauge et al., 1994; NRC, 2011; Kamalam et al., 2017). As dietas formuladas neste estudo, com menores níveis de inclusão de milho (5 e 10%), tinham maior quantidade de óleo de soja, O hormônio peptídico, colescistoquinina (CCK) atua no sistema gastrointestinal dos peixes e é regulado, principalmente, pelo nível de proteína e gorduras presentes na dieta (Cahu et al., 2004). O estímulo da produção de CCK e seu aumento no estômago, promove o retardamento do esvaziamento gástrico, melhorando a ação das enzimas digestivas e consequentemente aumentando a digestão de proteínas em todo trato gastrointestinal (Volkoff et al., 2005). Essa hipótese pode justificar o melhor desempenho dos animais que receberam menor inclusão de milho na dieta.

Um outro fator associado ao aumento do nível de carboidratos na dieta é a elevação na deposição de glicogênio e/ou gordura no fígado, refletindo no IHS (Bergot, 1979; Wilson, 1994; Lee e Lee, 2004; Luo e Xie, 2010; Kamalam et al., 2017) e também o aumento de deposição de gordura visceral, refletindo em aumento do IVS (Ighwela et al., 2014). Couto et al. (2008) relatam elevação dos IHS e IVS em dourada (*Sparus aurata*) alimentada com 30% de amido gelatinizado. No presente estudo, os níveis propostos não diferiram em relação ao IVS e IHS, porém, houve intensificação da atividade das enzimas lipogênicas com o aumento da inclusão

de milho na dieta. Isso pode sugerir que as concentrações testadas podem não ter proporcionado diferenças nos índices em função do tempo curto de experimento.

Alterações nos parâmetros bioquímicos do sangue podem fornecer informações sobre o estado fisiológico e a saúde animal (Kennish et al., 1992; Regost et al., 2001; Wang et al., 2014). O transporte de componentes lipossolúveis do intestino para os tecidos periféricos é feito por meio de lipoproteínas (Nelson e Cox, 2002). Neste estudo, mesmo com o aumento da lipogênese, não houve alterações no colesterol total, triglicerídeos, proteína total e no transporte de lipídios pelas lipoproteínas HDL e LDL. A presença das lipoproteínas na circulação é fortemente influenciada pelo tempo transcorrido entre a última alimentação e a coleta do sangue, além disso também existe uma elevada variabilidade individual nestes parâmetros, o que pode ter contribuído para a falta de significância estatística observada. Zhou et al. (2016), também não encontraram diferença para triglicerídeos em juvenis de corvina japonesa (*Larmichthys crocea*). Rogost et al. (2001) relatam aumento no nível de colesterol em dietas ricas em lipídios para linguado (*Psetta máxima*). As concentrações de triglicerídeos foram positivamente correlacionadas com a quantidade de amido para carpas (*Carassius auratus gibelio* e *Ctenopharyngodon idellus*), sugerindo que a síntese de lipídios foi ativada em resposta à presença do amido de milho (Li et al., 2016).

Na borda em escova no intestino, existem presença intensa de microvilosidades que aumentam a área de absorção intestinal, sendo esse comprimento alterados pelo estado nutricional (Junqueira e Carneiro, 2013; Baldisserotto, 2013). Portanto alterações nessas invaginações podem favorecer o aproveitamento dos nutrientes pelo animal. No entanto, no presente estudo as microvilosidades intestinais não apresentaram diferença entre os níveis propostos de milho.

A atividade da amilase pode ser influenciada por uma série de fatores genéticos e alimentares (Li et al., 2016). As enzimas digestivas podem ser um dos fatores que determinam a capacidade de um peixe em utilizar o carboidrato na dieta (Zhou et al., 2015). No entanto, alguns peixes carnívoros, devido a sua dieta natural com baixo teor de carboidratos, podem ter perdido ou nunca terem desenvolvido a capacidade de modulação das características digestivas em resposta a altos teores de carboidrato (Buddington e Hilton, 1987; Kamalam et al., 2017). Fato semelhante ao demonstrando no presente estudo, no qual a atividade da amilase no intestino, não apresentou diferença entre os tratamentos, mostrando que a inclusão de até 25% de milho na dieta não estimulou alterações na atividade da amilase em juvenis de catfish. Porém, a atividade de amilase mais elevada no trato digestivo foi verificada para juvenis de

bijupirá (*Rachycentron canadum* L) alimentados com 12,5% a 30,4% de amido de milho gelatinizado (Ren et al., 2011). Zhou et al. (2015) também verificaram esse efeito com o aumento dos níveis de amido de milho para juvenis de golden pompano (*Trachinotus ovatus*).

O catfish apresentou níveis glicêmicos elevados linearmente de acordo com o aumento da inclusão de milho na dieta, sendo que a maior glicemia nos animais foi observada com 25% de inclusão. Isso sugere que não houve saturação dos mecanismos de transporte de glicose em resposta ao maior nível de milho dietético (Zhou et al., 2015). Vários autores observaram que níveis elevados de carboidratos, como amido de milho e dextrina, induzem maiores níveis glicêmicos em diferentes espécies de peixes, como bijupirá (*Rachycentron canadum* L), carpa de Wuchang (*Magalobrama amblycephala*) e tilápia (*Oreochromis niloticus*) (Ren et al., 2011; Xu et al., 2017; Boonanuntanasarn et al., 2018). Peixes carnívoros mostram uma menor capacidade de controle da concentração de glicose sanguínea quando comparados aos de hábito onívoro ou herbívoro (Cowey et al., 1977; Hemre et al., 2002), gerando uma hiperglicemia pós-prandial prolongada (Walton e Cowey, 1982; Wilson, 1994; Moon, 2001; Enes et al., 2009). Esse fato está, muitas vezes, associado à diminuição do crescimento e à deposição de gordura no fígado (Hemre et al., 2002; Polakof et al., 2012). Diferentes hipóteses foram levantadas para explicar essa hiperglicemia persistente. Foi sugerido que, peixes possuem poucos receptores de insulina no músculo (Párrizas et al., 1994), são ineficientes na fosforilação da glicose (Walton e Cowey, 1982), não teriam transportadores de glicose (GLUT 4) (Wright et al., 1998) e, por fim, possuem um desbalanço entre glicólise e gliconeogênese (Panserat, 2001).

No presente estudo, com o aumento da glicose sanguínea, houve uma elevação da atividade da enzima málica. A atividade da G6PD também aumentou linearmente com o aumento dos níveis milho, sendo que a maior atividade verificada nos animais alimentados 25% milho. Para a formação de energia a glicose é destinada ao catabolismo na via glicolítica e ciclo de Krebs e cadeia respiratória, gerando energia na forma de ATP. Porém, dependendo do estado energético, pode ocorrer também ativação da via das pentoses, levando à produção de NADPH para biossíntese lipídica e ribose-5-fosfato para a síntese de nucleotídeos (Enes et al., 2009). A enzima málica e a G6PD são enzimas lipogênicas envolvidas na catalisação da produção de NADPH, que é essencial para biossíntese de ácidos graxos (Lin e Shiau 1995; Enes et al., 2009; Lu et al., 2018). A atividade destas enzimas pode indicar o estado nutricional dos peixes (Méton et al., 2003; Ribeiro et al., 2013). O estímulo gerado pelas dietas ricas em carboidrato na atividade da G6PD também foi relatado para truta-arco-iris (*Salmo gairdnerz*) e linguado (*Solea senegalensis*, Kaup), (Hilton e Atkinson, 1982; Dias et al., 2004). No entanto,

para tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) não foi relatado aumento da atividade da G6PD quando alimentada com altos níveis de dextrina (Boonanuntanasarn et al., 2018). Resultados semelhantes foram encontrados para bagre chinês (*Silurus meridionalis*), alimentado com amido de milho (Luo e Xie, 2010). É possível então verificar que a inclusão em níveis crescentes de milho em dietas para catfish influencia a lipogênese nos animais, o que em períodos prolongados, poderia favorecer a deposição de lipídios corporais.

5.6. Conclusões

Os dados do presente estudo sugerem que níveis acima de 10% de milho em dietas para juvenis de catfish (*Lophiosilurus alexandri*) resultam na piora do desempenho e possivelmente não contribuem para o melhorar o efeito poupador de proteína nessa espécie. Esses animais não demonstram capacidade de modulação da atividade da amilase, em resposta ao aumento na inclusão de milho na dieta. A lipogênese em juvenis de catfish é intensificada pelo aumento na quantidade de milho da dieta, porém, a curto prazo, esse fato não determina alteração no transporte e na deposição de lipídios nos tecidos e vísceras.

5.7. Agradecimentos

Agradecemos a CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento Pessoal de Nível Superior) pela bolsa de estudo. A Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG), em especial ao Laboratório de Aquacultura (LAQUA) pelo espaço para execução do experimento e realização das análises. A Universidade Federal de Lavras (UFLA) por ceder o Laboratório de Enzimologia e Biologia Molecular para execução das análises de atividade enzimática.

5.8. Referências

A.O.A.C (Association of Official Analytical Chemists), 2016. Official methods of analysis. 20th ed. Association of Official Analytical Chemists, Inc., Arlington, VA.

Baldisserotto, B., 2013. Digestão. In: Fisiologia de peixes aplicada à aquaculture. Editoraufsm, Santa Maria, pp. 19-50.

- Bautista, M.N., 1986. The response of *Penaeus monodon* juveniles to varying protein/energy ratios in test diets. *Aquaculture* 53, 229-242.
- Bergot, F., 1979. Carbohydrate in rainbow trout diets: effects of the level and source of carbohydrate and the number of meals on growth and body composition. *Aquaculture*, 18, 157-167.
- Boonanuntanasarn, B., Kumkhong, S., Yoohat, K., Plagnes-Juan, E., Burel, C., Marandel, L., Panserat, S., 2018. Molecular responses of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) to different levels of dietary carbohydrates. *Aquaculture* 482, 117–123.
- Bradford, M.M., 1976. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal. Biochem.* 72, 248-254.
- Brauge, C., Medale, F., Corraze, G., 1994. Effect of dietary carbohydrate levels on growth, body composition and glycaemia in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*, reared in seawater. *Aquaculture* 123, 109-120.
- Buddington, R.K., Hilton, R.J.W., 1987. Intestinal adaptations of rainbow trout to changes in dietary carbohydrate. *Am. J. Physiol.* 253, 489-496.
- Cahu A., Rønnestad, I., Grangiera, V., Zambonino, I. J.L. 2004. Expression and activities of pancreatic enzymes in developing sea bass larvae (*Dicentrarchus labrax*) in relation to intact and hydrolyzed dietary protein; involvement of cholecystokinin. *Aquaculture*, 238, 295 – 308.
- Caraway, W.T. 1959. A Stable Starch Substrate for the Determination of Amylase in Serum and Other Body Fluids. *Amer J. Clin. Pathol*, 32, 97.
- Couto, A., Enes, P., Peres, H., Oliva-Teles, A., 2008. Effect of water temperature and dietary starch on growth and metabolic utilization of diets in gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles. *Comp. Biochem. Physiol.* A 151, 45–50.

Cowey, C. B., Knox, D., Walton, M. J., Adron, J. W., 1977. The regulation of gluconeogenesis by diet and insulin in rainbow trout (*Salmo gairdneri*). Br. J. Nutr. 38, 463-470.

Dias, J., Alvarez, M.J., Diez, A., Arzel, J., Corraze, G., Bautista, J.M., Kaushik, S.J., 1998. Regulation of hepatic lipogenesis by dietary protein/energy in juvenile European seabass (*Dicentrarchus labrax*). Aquaculture 161, 169–186.

Dias, J., Rueda-Jasso, R., Panserat, S., Conceição, L.E.C., Emidio F Gomes, E.F., Dinis, M.T., 2004. Effect of dietary carbohydrate-to-lipid ratios on growth, lipid deposition and metabolic hepatic enzymes in juvenile Senegalese sole (*Solea senegalensis*, Kaup). Aquac. Res. 35, 1122-1130.

Edwards, D.J., Austreng, E., Risa, S., Gjedrem, T., 1977. Carbohydrate in rainbow trout diets.I. Growth of fish of diferente families fed diets containing diferente proportions of carbohydrate. Aquaculture, 11, 31-38.

Enes, P., Panserat, S., Kaushik, S., Oliva-Teles, A., 2009. Nutritional regulation of hepatic glucose metabolism in fish. Fish Physiol. Biochem. 35, 519–539.

Figueiredo-Silva, A.C., Corraze, G., Rema, P., Sanchez-Gurmaches, J., Gutiérrez, J., Valente, L.M.P., 2009. Blackspot seabream (*Pagellus bogaraveo*) lipogenic and glycolytic pathways appear to be more related to dietary protein level than dietary starch type. Aquaculture 291, 101–110.

Food and Agriculture Organization of the United Nations-FAO, 2018. The State of world fisheries and aquaculture. Rome, 17 p.

Fracalossi, D.M., Rodrigues, A.P.O., Gominho-Rosa, M.C., 2013. Carboidratos e fibras. In: Fracalossi, D.M.; Cyrino, J.E.P. Nutriaqua: Nutrição e alimentação de espécies de interesse para a aquicultura brasileira. Copiart, Florianópolis, pp.53-58.

Gao, W., Liu, Y.J., Tian, L.X., Mai, K.S., Liang, G.Y., Yang, H.J., Huai, M.Y., Luo, W.J., 2010. Effect of dietary carbohydrate-to-lipid ratios on growth performance, body composition,

nutriente utilization and hepatic enzymes activities of herbivorous grass carp (*Ctenopharyngodon idella*). *Aquacult. Nutr.* 16, 327–333.

Gatlin, D. M., Barrows, F.T., Brown, P., Dabrowski, K., Gaylord, T. G., Hardy, R.W., Herman, E., Hu, G., Krogdahl, A., Nelson, R., Overtur, K., Rust, M., Sealey, W., Skonberg, D., Souza, E.J., Stone, D., Wilson, R., Wurtele, E. 2007. Expanding the utilization of sustainable plant products in aquafeeds: a review. *Aquac. Res.* 38, 551–579.

Guevara, M.J.P., Silva, R.F., Costa, L.S, Pereira, R.T., Rosa, P. V, 2015. Effect of fixed feeding time on growth, body composition, and hepatic histology of hybrid catfish (*Pseudoplatystoma reticulatum* x *Leiarius marmoratus*) fed with carbohydrates and lipids ratios. *Rev. Colom. Cienc. Pecua.* 8, 83-92.

Guo, R., Liu, Y.-J., Tian, L.-X., Huang, J.-W., 2006. Effect of dietary cornstarch levels on growth performance, digestibility and microscopic structure in the white shrimp, *Litopenaeus vannamei* reared in brackish water. *Aquacult. Nutr.* 12, 83–88.

Hemre, G. -I., Mommsen, T.P., Krogdahl, A., 2002. Carbohydrates in fish nutrition: effects on growth, glucose metabolism and hepatic enzymes. *Aquacult. Nutr.* 8, 175-194.

Hilton, J. W., Atkinson, J. L., 1982. Response of rainbow trout (*Salmo gairdnerz*) to increased levels of available carbohydrate in practical trout diets. *Br J. Nutr.* 41, 597-607.

Ighwela, K.A., Ahmad, A. B., Abol-Munafi, A.B., 2014. The selection of viscerosomatic and hepatosomatic indices for the measurement and analysis of *Oreochromis niloticus* condition fed with varying dietary maltose levels. *Fauna Biol. Stud.* 1, 18-20.

Junqueira, L.C., Carneiro, J., 2013. Tecido epitelial. In: *Histologia Básica*. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2004, pp. 66-87.

Kamalam, S. B., Medale, F., Panserat, S., 2017. Utilisation of dietary carbohydrates in farmed fishes: New insights on influencing factors, biological limitations and future strategies. *Aquaculture* 467, 3–27.

Kennish, J.M., Sharp-Dahl, J.L., Chambers, K.A., Thrower, F., Rice, S.D., 1992. The effect of a herring diet on lipid composition, fatty acid composition, and cholesterol levels in the muscle tissue of pen-reared chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*). *Aquaculture* 108, 309-322.

Krogdahl, A., Hemre, G.-I., Mommsen, T.P., 2005. Carbohydrates in fish nutrition: digestion and absorption in postlarval stages. *Aquacult. Nutr.* 11, 103–122.

Laif, L. S., Kokini, J. L., 1991. Physicochemical changes and rheological properties of starch during extrusion (a review). *Blotechnol. Prog.* 7, 251-266.

Lee, S.-M., Lee, J.H., 2004. Effect of dietary glucose, dextrin and starch on growth and body composition of juvenile starry flounder *Platichthys stellatus*. *Fish Sci.* 70, 53–58.

Li, X., Zhu, X., Han, D., Yang, Y., Jin, J., Xie, S., 2016. Carbohydrate utilization by herbivorous and omnivorous freshwater fish species: a comparative study on gibel carp (*Carassius auratus gibelio*. var CAS III) and grass carp (*Ctenopharyngodon idellus*). *Aquac. Res.* 47, 128–139.

Lin, J.-H., Shiau, S.-Y., 1995. Hepatic enzyme adaptation to different dietary carbohydrates in juvenile tilapia *Oreochromis niloticus* x *O. aureus*. *Fish Physiol. Biochem.* 14, 165-170.

Lu, S., Wu, X., Gao, Y., Gatlin III, D.M., Wu, M., Yao, W., Jin, W.Z., Xiaojun, Z., Lia, D. Y., 2018. Effects of dietary carbohydrate sources on growth, digestive enzyme activity, gene expression of hepatic GLUTs and key enzymes involved in glycolysis-gluconeogenesis of giant grouper *Epinephelus lanceolatus* larvae. *Aquaculture* 484, 343–350.

Luo, Y., Xie, X., 2010. Effects of high carbohydrate and high lipid diets on growth, body composition and glucose metabolism in southern catfish at two temperatures. *Aquac. Res.* 41, e431-e437.

Luz, R.K., e Santos, J.C.E., 2008. Stocking density and water salinity on pacamã larviculture. *Pesq. Agropec. Bras.* 43, 903-909.

Mello, H.D., J.R.E. Moraes, I.G. Niza, F.R.D. Moraes, R.O.A. Ozório, M.T. Shimada, J.R. Engracia Filho e G.S. Claudiano. 2013. Efeitos benéficos de probióticos no intestino de juvenis de Tilápia-do-Nilo. *Pesq. Vet. Brasil.* 33, 724-730.

Metón, I., Fernández, F., Baanante, I.V., 2003. Short- and long-term effects of refeeding on key enzyme activities in glycolysis–gluconeogenesis in the liver of gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Aquaculture* 225, 99–107.

Mohanta, K.N., Mohanty, S.N., Jena, J.K., 2007. Protein-sparing effect of carbohydrate in silver barb, *Puntius gonionotus* fry. *Aquacult. Nutr.* 13, 311–317.

Moon, T.W., 2001. Glucose intolerance in teleost fish: fact or fiction? *Comp. Biochem. Physiol.* B 129, 243-249.

National Research Council - NRC., 2011. Nutrient requirements of fish and shrimp. National Academy Press, Washington.

Nelson, D.L., Cox, M., 2002. *Lehninger-Princípios de bioquímica*, 3ed. Sarvier, São Paulo.

Párrizas, M., Baños, N., Baró, J., Planas, J., Gutiérrez, J., 1994. Up-regulation of insulin binding in fish skeletal muscle by high insulin levels. *Regul. Pept.* 53, 211-222.

Panserat, S., Plagnes-juan, E., Kaushik, S., 2001. Nutritional regulation and tissue specificity of gene expression for proteins involved in hepatic glucose metabolism in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *J. Exp. Biol.* 204, 2351-2360.

Polakof, S., Panserat, S., Soengas, J. L., Moon, T. W., 2012 Glucose metabolism in fish: a review. *J Comp Physiol B* 182, 1015–1045.

- Regost, C., Arzel, J., Cardinal, M., Robin, J., Laroche, M., Kaushik, S.J., 2001. Dietary lipid level, hepatic lipogenesis and flesh quality in turbot (*Psetta maxima*). *Aquaculture* 193, 291–309.
- Ren, M., Ai, Q., Mai, K., Ma, K., Wang, X., 2011. Effect of dietary carbohydrate level on growth performance, body composition, apparent digestibility coefficient and digestive enzyme activities of juvenile cobia, *Rachycentron canadum* L. *Aquac. Res.* 42, 1467-1475.
- Ribeiro, P. A.P., Costa, L.S., Pereira, R.T., Murgas, L.D.S., Rosa, P.V., 2013. Metabolic parameters of pacu fed different oil sources. *Pesq. agropec. bras.* 48, 1035-1042.
- Ross, L.G., Ross, B., 2008. *Anaesthetic and Sedative Techniques for Aquatic Animals*. Blackwell Publishing, London: 41-88.
- Santos, F.A.C., Fortes-Silva, R., Costa, L. S., Luz, R. K., Guilherme, H.O., Gamarano, P.G., Oliveira, C.G., Santos, W. M., Ribeiro, P.A.P., 2019. Regulation of voluntary protein/energy intake based practical diet composition for the carnivorous neotropical catfish *Lophiosilurus alexandri*. *Aquaculture* 510, 198-205.
- Santos, L.D., Silva, L.C.R., Amorin, J.V.O., Balen, R. E., Meurer, F. 2012. Effect of food processing on the development of pacamã fingerlings (*Lophiosilurus alexandri*). *Arq. Ciênc. Vet. Zool.* 15, 115-120.
- Spina, Jr., Bright, H. J., Rosenbloom, J., 1970. Purification and Properties of L-Malic Enzyme from *Escherichia coli*. *Biochemistry* 9, 3794-3801.
- Souza-Silva, W., Cordeiro, N.I.S., Costa, D.C., Takata, R., Luz, R.K., 2014. Feeding frequency and rate during feed training of pacamã juveniles. *Pesq. Agropec. Bras.* 49, 648-651.
- Tenório, R.A., Santos, A.J.G., Lopes, J.P., Nogueira, E.M.S., 2006. Crescimento do niquim (*Lophiosilurus alexandri* Steindachner1876), em diferentes condições de luminosidade e tipos de alimento. *Acta Sci. Biol. Sci.* 28, 305–309.

- Volkoff, H., Canosa, L.F., Unniappan, S., Cerda-Reverter, J.M., Bernier, N.J., Kelly, S.P., Peter, R.E., 2005. Neuropeptides and the control of food intake in fish. *Gen. Comp. Endocr.* 142, 3–19.
- Walton, M.J., Cowey, C.B., 1982. Aspects of intermediary metabolism in Salmonid fish. *Comp. Biochem. Physiol.* 73B, 59-79.
- Wang, L.-N., Liu, W.-B., Lu, K.-L., Xu, W.-N., Cai, D.-S., Zhang, C.-N., Qian, Y., 2014. Effects of dietary carbohydrate/lipid ratios on non-specific immune responses, oxidative status and liver histology of juvenile yellow catfish *Pelteobagrus fulvidraco*. *Aquaculture* 426–427, 41–48.
- Wang, J., Li, X., Han, T., Yang, Y., Jiang, Y., Yang, M., Xu, Y., Harpaz, S., 2016. Effects of different dietary carbohydrate levels on growth, feed utilization and body composition of juvenile grouper *Epinephelus akaara*. *Aquaculture* 459, 143–147.
- Wilson, R.P., 1994. Utilization of dietary carbohydrate by fish. *Aquaculture* 124, 67-80.
- Wright, J.R., O'hali, W., Yang, H., Bonen, A., 1998. GLUT-4 Deficiency and severe peripheral resistance to insulin in the teleost fish tilapia. *Gen. Comp. Endocrinol.* 111, 20-27.
- Xiao, X., Han, D., Zhu, X., Yang, Y., Xie, S., Huang, Y., 2014. Effect of dietary cornstarch levels on growth performance, enzyme activity and hepatopancreas histology of juvenile red swamp crayfish, *Procambarus clarkii* (Girard). *Aquaculture* 426–427, 112–119.
- Xu, C., Liu, W.-B., Zhang, D.-D., Wang, K.-Z., Xia, S.-I., Li, X.-F., 2017. Molecular characterization of AMP-activated protein kinase $\alpha 2$ from herbivorous fish *Megalobrama amblycephala* and responsiveness to glucose loading and dietary carbohydrate levels. *Comp. Biochem. Physiol., Part A Mol. Integr. Physiol.* 208, 24–34.

Zhou, C., Ge, X., Niu, J., Lin, H., Huang, Z., Tan, X., 2015. Effect of dietary carbohydrate levels on growth performance, body composition, intestinal and hepatic enzyme activities, and growth hormone gene expression of juvenile golden pompano, *Trachinotus ovatus*. *Aquaculture* 437, 390–397.

Zhou, P., Wang, M., Xie, F., Deng, D.-F., Zhou, Q., 2016. Effects of dietary carbohydrate to lipid ratios on growth performance, digestive enzyme and hepatic carbohydrate metabolic enzyme activities of large yellow croaker (*Larimichthys crocea*). *Aquaculture* 452, 45–51.

Zhou, C., Lin, H., Huang, Z., Wang, J., Wang, Y., Yu, W., 2018. Molecular characterization, expression and activity of glucokinase in Golden pompano, *Trachinotus ovatus*: Response of its expression to carbohydrate in the diet. *Aquaculture* 485, 124–130.

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

É evidente a importância da utilização de carboidratos, em especial o milho, em dietas para peixes com a finalidade de proporcionar a melhor absorção de outros nutrientes como as proteínas. Além disso, esses ingredientes ajudam a diminuir o custo das dietas nas produções aquícolas. Porém, peixes carnívoros tem maior dificuldade no aproveitamento de fontes de carboidrato na dieta sem que haja prejuízos para o desempenho animal.

Esse estudo demonstra que o catfish (*Lophiosilurus alexandri*) conseguem aproveitar até 10% de milho na dieta. Esse dado pode ajudar no desenvolvimento de tecnologias de produção dessa espécie. No entanto, são necessários mais estudos para melhor compreensão de como os nutrientes da dieta podem afetar o desempenho e o metabolismo do catfish.