

ALEX JÚNIO DA SILVA CARDOSO

**EFICIÊNCIA DE UTILIZAÇÃO DO AMIDO DE MILHO PELA TILÁPIA DO NILO ALIMENTADA COM DIFERENTES NÍVEIS DE ÓLEO DE GENGIBRE,  
*Zingiber officinale***

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

VIÇOSA  
MINAS GERAIS – BRASIL  
2018

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

T

C268e  
2018  
Cardoso, Alex Júnio da Silva, 1993-  
Eficiência de utilização do amido de milho pela tilápia do  
Nilo alimentada com diferentes níveis de óleo de gengibre,  
*Zingiber officinale* / Alex Júnio da Silva Cardoso. – Viçosa, MG,  
2018.

xv, 81f. : il. ; 29 cm.

Inclui anexos.

Orientador: Jener Alexandre Sampaio Zuanon.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.

Inclui bibliografia.

1. Tilápia (Peixe) - Nutrição. 2. Carboidratos na nutrição  
animal. 3. Metabolismo energético. 4. Gengibre. I. Universidade  
Federal de Viçosa. Departamento de Biologia Animal. Programa  
de Pós-Graduação em Biologia Animal. II. Título.

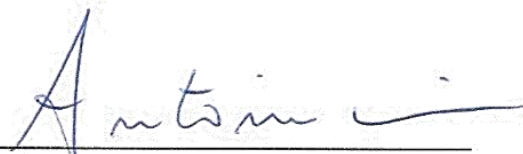
CDD 22. ed. 639.3774

ALEX JÚNIO DA SILVA CARDOSO

**EFICIÊNCIA DE UTILIZAÇÃO DO AMIDO DE MILHO PELA TILÁPIA DO NILO ALIMENTADA COM DIFERENTES NÍVEIS DE ÓLEO DE GENGIBRE, *Zingiber officinale***

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

APROVADA: 10 de abril de 2018.



Antônio Policarpo Souza Carneiro



Pollyanna de Moraes França Ferreira  
(Coorientadora)



Jener Alexandre Sampaio Zuanon  
(Orientador)

***“O animal satisfeito dorme”***

*Guimarães Rosa*

*A Deus, pela saúde, força e sabedoria durante toda a caminhada.*  
*Aos meus pais, **Francisco Edilson Cardoso e Elza Helena da Silva Cardoso**, que nunca*  
*mediram esforços para que alcançasse meu objetivo.*  
*Aos meus irmãos, demais familiares e amigos pelo apoio e torcida.*  
*Dedico.*

## AGRADECIMENTOS

A **Universidade Federal de Viçosa (UFV)** e ao **Programa de Pós Graduação em Biologia Animal**, pela oportunidade de realização deste curso e suporte técnico concedido.

A **Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES)**, pela concessão da bolsa de estudos.

Ao meu orientador **Prof. Dr. Jener Alexandre Sampaio Zuanon**, pela disponibilidade em me orientar na graduação e no mestrado, pelos ensinamentos, confiança, paciência e todo esforço depositado na realização desta pesquisa. Tenho respeito e admiração não só pelo seu profissionalismo, mas pela sua busca incansável de fazer sempre o melhor, sem ofender ou diminuir ninguém, pelo desejo de formar pessoas e, principalmente, pela sua honestidade e humildade. “Humilde é aquela pessoa que sabe que não sabe tudo, que sabe que outra pessoa sabe o que ela não sabe, que ela e outra pessoa saberão muitas coisas juntas, que ela e outra pessoa nunca saberão o que pode ser sabido” (Mario Sergio Cortella).

A minha coorientadora **Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Ana Lúcia Salaro**, por disponibilizar os laboratórios do Setor de Piscicultura (DBA/UFV) para realização desta pesquisa. Além disso, agradeço por todos os ensinamentos e oportunidades oferecidas durante este tempo de convivência. Pode ter certeza que contribuiu muito para minha formação profissional e pessoal.

A minha coorientadora **Dr.<sup>a</sup> Pollyanna de Moraes França Ferreira**, pela amizade, ensinamentos e por todo auxílio nas análises histológicas e de glicogênio.

A **Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais (EPAMIG)**, pela doação dos peixes para realização deste trabalho.

A empresa **Bioclin/Quibasa<sup>®</sup>** por intermédio do **Projeto Bioclin na Escola**, pela doação dos kits para análise das enzimas lipase, amilase e transaminases.

A **Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Maria Goreti de Almeida Oliveira** coordenadora do Laboratório de Enzimologia, Bioquímica de Proteínas e Peptídeos do Instituto de Biotecnologia Aplicada à Agropecuária (BIOAGRO), pela parceria nas análises das enzimas digestivas. Agradeço, especialmente, a sua orientada **Dr.<sup>a</sup> Roberta Coura**, por toda ajuda, confiança, ensinamentos e paciência nos testes para adequação do protocolo. Aos outros membros

do laboratório, **Juan Diego, Verônica Faustino e Gláucia Cordeiro** pela hospitalidade e ajuda.

A **Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Mariella Bontempo Duca de Freitas**, pela disponibilização do Laboratório de Ecofisiologia de Quirópteros (DBA/UFV) para as análises de glicogênio.

Ao **Prof. Dr. Edenio Detmann**, pela disponibilização do Laboratório de Nutrição Animal (DZO/UFV) para as análises químicas das rações e carcaças. Aos técnicos do laboratório, **Faustino Pereira Monteiro, Mateus Dias Nunes, Aline Bernardino e Mário Rita Julião** por toda paciência e auxílio durante as análises.

Aos professores do Departamento de Biologia Geral (DBG/UFV), **Mariana Machado Neves** coordenadora do Laboratório de Biologia Estrutural, **José Eduardo Serrão** coordenador do Laboratório de Biologia Celular e **Sergio Oliveira de Paula** coordenador do Laboratório de Imunovirologia, por todo apoio e disponibilidade.

Aos membros da banca **Prof. Dr. Antônio Policarpo Souza Carneiro e Dr.<sup>a</sup> Pollyanna de Moraes França Ferreira** pela disponibilidade e valiosas sugestões.

Aos **professores** que tive durante o mestrado, por todo conhecimento compartilhado.

Ao bioquímico, **Marcos Rodrigo de Oliveira**, responsável pelo Laboratório de Análises Clínicas (Divisão de Saúde/UFV), pela paciência e disponibilidade em quantificar as transaminases no tecido.

Ao amigo **Dr. Rafael Alves Vianna**, por todas as dicas e auxílio durante a condução do experimento.

Aos funcionários do Setor de Piscicultura (DBA/UFV), **João Antônio de Oliveira e José Francisco Delfino**, por toda ajuda prestada durante o período de experimento.

Aos amigos que fiz durante o mestrado, **Wanderson Valente dos Santos**, pela dedicação, proatividade e ajuda em todas as etapas do experimento e análises laboratoriais e a mestranda **Maria Tatiana Soares Martins**, pela ajuda e companhia durante as análises. Foi um privilégio e um aprendizado trabalhar com vocês durante estes anos. Sem o apoio, loucuras e a amizade de vocês a caminhada seria mais difícil. Apesar das dúvidas do amanhã, pode ter certeza que nossa amizade vai prevalecer.

Aos velhos amigos, colegas de trabalho e agora mestrandos do Programa de Pós Graduação em Biologia Animal, **Juliana Rodrigues Gomes**, por todo esforço na condução do experimento e ajuda nas análises químicas das rações e carcaças e **Felipe Martins dos Santos**, que tanto me ajudou na reta final das análises, principalmente pelas horas e horas fazendo extrato etéreo.

Aos outros colegas de trabalho do **Laboratório de Fisiologia Aplicada à Piscicultura** e não menos importantes, **Débora Werneck**, **Karina Boechat**, **Matheus Grossi**, **Suêmea Costa**, **Filipe Azevedo**, **Jheneze Rocha** e **Luana Belique**, por todos os momentos de descontração e ajuda prestada, principalmente no cansativo e estressante desmonte do experimento. A **Dr.<sup>a</sup> Suellen Condessa** e aos mestres **Sendy Moreira Reis**, **Isabel Gertrudes Arrigui de Araújo Neves** e **Márcio Yoshiyuki Kanashiro**, com quem tive o prazer de trabalhar, seja na graduação ou parte do mestrado e estão sempre dispostos a ajudar no que for preciso.

Aos funcionários do Departamento de Biologia Animal, **Nilo Sérgio de Souza** e **Lúcia Helena Campos**, por estarem sempre dispostos a ajudar e resolverem os problemas. Ao técnico **Donizete Aparecido da Silva**, por todo auxílio no preparo dos reagentes para histologia. Ao secretário do Programa de Pós Graduação em Biologia Animal, **Adnilson Antônio Brasileiro**, por todos os esclarecimentos.

Aos velhos amigos que a Zootecnia me apresentou, **Naiara Marcos**, **João Vítor**, **Juliana Rodrigues**, **Felipe Martins**, **Mariana Freitas**, **Renata Sampaio**, **Camila Miranda** e **Raully Lucas**, pelo convívio, momentos de descontração e apoio nos momentos de estresse. Agradeço especialmente o **João Vítor**, que com toda boa vontade me ajudou na montagem do experimento.

Para finalizar agradeço todos os meus familiares e demais amigos que contribuíram e torceram para que isto fosse possível.

**Muito Obrigado!**

## **BIOGRAFIA**

ALEX JÚNIO DA SILVA CARDOSO, filho de Francisco Edilson Cardoso e Elza Helena da Silva Cardoso, nasceu em 3 de abril de 1993, no município de Viçosa – MG, Brasil.

Em dezembro de 2010, concluiu o ensino médio pela Escola Estadual “Effie Rolfs”, Viçosa – MG, Brasil.

Em janeiro de 2016, graduou-se em Zootecnia pela Universidade Federal de Viçosa (UFV).

Em março de 2016, ingressou no programa de Pós Graduação em Biologia Animal, pelo Departamento de Biologia Animal da Universidade Federal de Viçosa, defendendo a dissertação em 10 de abril de 2018.

## SUMÁRIO

	Pág.
LISTA DE TABELAS.....	ix
LISTA DE FIGURAS.....	x
RESUMO.....	xii
ABSTRACT.....	xiv
CAPÍTULO 1: Revisão de literatura .....	2
1. Produção de tilápia.....	3
2. Carboidratos: estrutura, digestão e metabolismo.....	5
3. Carboidratos na nutrição de peixes.....	7
4. Extratos vegetais em dietas para peixes.....	12
5. Referências bibliográficas.....	17
CAPÍTULO 2: Eficiência de utilização do amido de milho pela tilápia do Nilo alimentada com diferentes níveis de óleo de gengibre, <i>Zingiber officinale</i> .....	31
1. Introdução.....	33
2. Material e métodos.....	34
2.1. Animais, dietas e condições experimentais.....	34
2.2. Desempenho produtivo.....	37
2.3. Variáveis metabólicas.....	38
2.4. Atividade das enzimas digestivas.....	39
2.5. Atividade das transaminases.....	41
2.6. Composição química das carcaças.....	41
2.7. Morfologia intestinal.....	42
2.8. Análises estatísticas.....	43
3. Resultados.....	44
3.1. Desempenho produtivo.....	44
3.2. Variáveis metabólicas.....	53
3.3. Atividade das enzimas digestivas.....	53
3.4. Atividade das transaminases.....	58
3.5. Composição química da carcaça.....	58
3.6. Morfologia intestinal.....	62
4. Discussão.....	65
5. Referências bibliográficas.....	69
ANEXOS.....	77

## LISTA DE TABELAS

	Pág.
<b>CAPÍTULO 1</b>	
<b>Tabela 1:</b> Efeitos de extratos vegetais sobre o crescimento e saúde de peixes	15
<b>Tabela 2:</b> Efeitos da suplementação de gengibre, <i>Zingiber officinale</i> , em dietas para animais domésticos.....	16
<b>CAPÍTULO 2</b>	
<b>Tabela 1:</b> Formulação e composição química das dietas sem gengibre e com diferentes níveis de amido de milho.....	36
<b>Tabela 2:</b> Composição química do óleo de gengibre fornecida pelo fabricante (LASZLO®) .....	37
<b>Tabela 3:</b> Desempenho produtivo e índices corporais de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre.....	45
<b>Tabela 4:</b> Efeito da interação entre a suplementação de amido e óleo de gengibre sobre o comprimento final de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	46
<b>Tabela 5:</b> Efeito da interação entre a suplementação de amido e óleo de gengibre sobre o ganho de peso de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	46
<b>Tabela 6:</b> Valores médios de glicose (mg dL <sup>-1</sup> ), triglicerídeos (mg dL <sup>-1</sup> ) e colesterol sanguíneos (mg dL <sup>-1</sup> ) e glicogênio hepático e muscular (mg 100mg <sup>-1</sup> ) de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre.....	54
<b>Tabela 7:</b> Atividade específica das enzimas digestivas protease total (abs.mg proteína <sup>-1</sup> ), tripsina (μM.s <sup>-1</sup> .μg proteína <sup>-1</sup> ), amilase (U.dL <sup>-1</sup> .mg proteína <sup>-1</sup> ) e lipase (U.dL <sup>-1</sup> .mg proteína <sup>-1</sup> ) de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre.....	57
<b>Tabela 8:</b> Atividade total das enzimas alanina aminotransferase (ALT) e aspartato aminotransferase (AST) de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre.....	59
<b>Tabela 9:</b> Composição química da carcaça de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre.....	59
<b>Tabela 10:</b> Efeito da interação entre a suplementação de amido e óleo de gengibre sobre a matéria seca da carcaça de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	60
<b>Tabela 11:</b> Morfologia intestinal de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre.....	63
<b>Tabela 12:</b> Efeito da interação entre a suplementação de amido e óleo de gengibre sobre a área de superfície de absorção intestinal de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	64

## LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO 2	Pág.
<b>Fig. 1:</b> Efeito do amido sobre o comprimento final de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com 0,00 ml kg <sup>-1</sup> (A), 0,57 ml kg <sup>-1</sup> (B), 1,14 ml kg <sup>-1</sup> (C) e 2,27 ml kg <sup>-1</sup> de óleo de gengibre (D).....	47
<b>Fig. 2:</b> Efeito do amido sobre o ganho de peso de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com 0,00 ml kg <sup>-1</sup> (A), 0,57 ml kg <sup>-1</sup> (B), 1,14 ml kg <sup>-1</sup> (C) e 2,27 ml kg <sup>-1</sup> de óleo de gengibre (D).....	48
<b>Fig. 3:</b> Efeito do óleo de gengibre sobre o comprimento final médio (A) e o ganho de peso médio (B) de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dieta contendo 300 g kg <sup>-1</sup> de amido de milho.....	48
<b>Fig. 4:</b> Efeito do amido sobre o consumo de ração de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	49
<b>Fig. 5:</b> Efeito do amido na dieta sobre o consumo estimado de amido de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	49
<b>Fig. 6:</b> Efeito do amido da dieta sobre a taxa de crescimento específico de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	50
<b>Fig. 7:</b> Efeito do amido sobre a taxa de eficiência proteica de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	50
<b>Fig. 8:</b> Efeito do amido sobre a eficiência de retenção proteica de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	51
<b>Fig. 9:</b> Efeito do amido sobre o rendimento de carcaça de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	51
<b>Fig. 10:</b> Efeito do amido sobre o índice hepatossomático de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	52
<b>Fig. 11:</b> Efeito do amido sobre a conversão alimentar de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	52
<b>Fig. 12:</b> Efeito do amido sobre a glicose sanguínea de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	55

## LISTA DE FIGURAS

### CAPÍTULO 2

	Pág.
<b>Fig. 13:</b> Efeito do amido sobre o glicogênio hepático de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	55
<b>Fig. 14:</b> Efeito do amido sobre o glicogênio muscular de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	56
<b>Fig. 15:</b> Efeito do amido sobre o colesterol sanguíneo de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	56
<b>Fig. 16:</b> Efeito do amido sobre a atividade da enzima alanina aminotransferase (ALT) (valores médios $\pm$ desvio padrão) no fígado de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	60
<b>Fig. 17:</b> Efeito do amido sobre a matéria seca da carcaça de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com 0,57 ml kg <sup>-1</sup> (A), 1,14 ml kg <sup>-1</sup> (B) e 2,27 ml kg <sup>-1</sup> de óleo de gengibre (C).....	61
<b>Fig. 18:</b> Efeito do amido sobre o extrato etéreo da carcaça de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.....	61
<b>Fig. 19:</b> Efeito do amido sobre a área de superfície de absorção intestinal de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dietas suplementadas com 2,27 ml kg <sup>-1</sup> de óleo de gengibre.....	64
<b>Fig. 20:</b> Efeito do óleo de gengibre sobre área de superfície de absorção intestinal (valores médios $\pm$ desvio padrão) de juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> alimentados com dieta contendo 400 g kg <sup>-1</sup> de amido de milho.....	64

## RESUMO

CARDOSO, Alex Júnio da Silva, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, abril de 2018. **Eficiência de utilização do amido de milho pela tilápia do Nilo alimentada com diferentes níveis de óleo de gengibre, *Zingiber officinale***. Orientador: Jener Alexandre Sampaio Zuanon. Coorientadoras: Ana Lúcia Salaro e Pollyanna de Moraes França Ferreira.

O uso de ingredientes energéticos não proteicos em dietas para peixes, como lipídeos e carboidratos, pode reduzir o custo da dieta e a excreção de nitrogênio para o ambiente devido a menor utilização da fração proteica como energia. A inclusão de alimentos ricos em carboidratos, como o amido de milho, representa a forma menos onerosa de suprimento de energia, porém, com baixa eficiência de utilização por algumas espécies de peixes. Dentre as alternativas para melhorar o uso dos carboidratos pelos peixes destacam-se o processamento da dieta, a suplementação com enzimas exógenas e os extratos vegetais. O óleo essencial extraído do gengibre, *Zingiber officinale*, possui potencial para promover melhorias na eficiência de utilização dos nutrientes e no desempenho produtivo por modular a atividade de enzimas digestivas e metabólicas, principalmente aquelas envolvidas na digestão dos carboidratos e metabolismo da glicose. Diante disso, objetivou-se avaliar a eficiência de utilização do amido de milho por juvenis de tilápia do Nilo alimentados com diferentes níveis de óleo de gengibre. Foi utilizado esquema fatorial 3x4 em delineamento em blocos casualizados, onde foram avaliados três níveis de inclusão de amido de milho (300, 400 e 500 g kg<sup>-1</sup>) e quatro níveis de óleo de gengibre (0,00; 0,57; 1,14 e 2,27 ml kg<sup>-1</sup>), com quatro repetições por tratamento, totalizando 48 unidades experimentais. Os blocos foram formados por duas classes de peso inicial (0,64 ± 0,06g e 0,90 ± 0,07g). Ao final de 53 dias de alimentação foi avaliado o desempenho produtivo, teores de glicose, triglicerídeos e colesterol sanguíneos, glicogênio hepático e muscular, atividade das enzimas digestivas (protease, tripsina, amilase e lipase), atividade das enzimas do metabolismo de aminoácidos (alanina aminotransferase, ALT e aspartato aminotransferase, AST), morfologia intestinal e composição química da carcaça. A avaliação do efeito da suplementação de amido de milho, do óleo de gengibre e sua interação sobre as variáveis analisadas foi realizada por meio da análise de variância e regressão polinomial ao nível de 10% de probabilidade, utilizando o *software* R<sup>®</sup>. Houve interação significativa entre os níveis de amido de milho e óleo de gengibre para comprimento final, ganho de peso, área de absorção intestinal e matéria seca da carcaça. Nos níveis de 0,00, 0,57 e 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre houve efeito quadrático do amido sobre o crescimento dos peixes, com valores estimados que

maximizam o crescimento entre 323 e 364 g kg<sup>-1</sup> de amido. A suplementação de 1 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre melhorou o crescimento dos peixes alimentados com 300 g kg<sup>-1</sup> de amido. Na concentração de 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de gengibre observou-se efeito quadrático do amido sobre a área de superfície de absorção intestinal, com valor estimado que maximiza esta variável igual a 401 g kg<sup>-1</sup> de amido. Houve efeito linear crescente do óleo de gengibre sobre a área de superfície de absorção intestinal dos peixes alimentados com 400 g kg<sup>-1</sup> de amido. Para os níveis 0,57, 1,14 e 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre observou-se efeito quadrático do amido sobre a matéria seca da carcaça, com valores estimados que maximizam esta variável iguais a 419, 369 e 374 g kg<sup>-1</sup> de amido, respectivamente. O gengibre não influenciou nenhuma das variáveis sanguíneas, glicogênio e enzimas digestivas e metabólicas. A suplementação com aproximadamente 350 g kg<sup>-1</sup> de amido promoveu melhor consumo de ração, conversão alimentar, taxa de crescimento específico e eficiência de retenção proteica na carcaça. Observou-se efeito quadrático do amido sobre o extrato etéreo da carcaça, a glicose sanguínea, glicogênio hepático e muscular. Para colesterol observou-se efeito linear decrescente com aumento dos níveis de amido na dieta. Com o aumento nos níveis de amido houve redução da atividade da ALT, mas não influenciou a atividade das enzimas digestivas. O efeito do amido na matéria seca da carcaça apenas na presença de óleo de gengibre indica que este melhorou a eficiência de utilização do amido. Entretanto, tal efeito não foi observado para outras importantes variáveis de crescimento. Deste modo, novos estudos são necessários para reavaliar os efeitos do gengibre sobre a eficiência de utilização de carboidratos pelos peixes. Em função dos efeitos do óleo de gengibre e do amido sobre o crescimento e eficiência de utilização dos nutrientes, recomenda-se a utilização de 1 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre e de 350 a 400 g kg<sup>-1</sup> de amido de milho em dietas para juvenis de tilápia do Nilo.

## ABSTRACT

CARDOSO, Alex Júnio da Silva, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, April, 2018. **Efficiency of corn starch utilization by Nile tilapia fed with different levels of ginger oil, *Zingiber officinale*.** Adviser: Jener Alexandre Sampaio Zuanon. Co-Advisers: Ana Lúcia Salaro and Pollyanna de Moraes França Ferreira.

The use of non-protein energy ingredients in diets for fish, such as lipids and carbohydrates, can reduce the cost of diet and the excretion of nitrogen into the environment due to lower utilization of the protein fraction as energy. The inclusion of feeds rich in carbohydrate, such as corn starch, represents the least onerous form of energy supply, however, with low efficiency of use by some fish species. Among the alternatives to improve the use of carbohydrates by fishes, there are the diet processing, supplementation with exogenous enzymes and vegetable extracts. Essential oil extracted from ginger, *Zingiber officinale*, has the potential to promote improvements in nutrient utilization efficiency and productive performance by modulating the activity of digestive and metabolic enzymes, especially those involved in carbohydrate digestion and glucose metabolism. Therefore, we objected to evaluate the efficiency of corn starch utilization by juveniles of Nile tilapia fed with different levels of ginger oil. A randomized block design was used in a 3x4 factorial scheme, where three levels of corn starch inclusion (300, 400 and 500 g kg<sup>-1</sup>), four levels of ginger oil (0.00, 0.57, 1.14 and 2.27 ml kg<sup>-1</sup>) and four replicates per treatment were evaluated, totaling 48 experimental units. The blocks were formed by two initial weight classes (0.64 ± 0.06g and 0.90 ± 0.07g). At the end of 53 days of feeding was evaluated productive performance, levels of glucose, triglycerides and blood cholesterol, hepatic and muscular glycogen, activity of digestive enzymes (protease, trypsin, amylase and lipase), activity of enzyme of amino acid metabolism (alanine aminotransferase, ALT and aspartate aminotransferase, AST), intestinal morphology and chemical composition of the carcass. The evaluation of corn starch supplementation, ginger oil effects and its interaction in the analyzed variables was performed through analysis of variance and polynomial regression at the 10% probability level using software R<sup>®</sup>. There was significant interaction between corn starch and ginger oil levels for final length, weight gain, intestinal absorption area and carcass dry matter. At the levels of 0.00, 0.57 and 2.27 ml kg<sup>-1</sup> ginger oil there was quadratic effect of starch on fish growth, with estimated values that maximize growth between 323-364 g kg<sup>-1</sup> of starch. Supplementation of 1 ml kg<sup>-1</sup> of ginger oil improved the growth of fish fed with 300 g kg<sup>-1</sup> of starch. At the concentration of 2.27 ml kg<sup>-1</sup> ginger, a quadratic effect of the

starch was observed on the intestinal absorption surface area, with an estimated value that maximizes this variable equal to 401 g kg<sup>-1</sup> of starch. There was an increasing linear effect of ginger oil on the intestinal absorption surface area of fish fed 400 g kg<sup>-1</sup> of starch. For the levels of 0.57, 1.14 and 2.27 ml kg<sup>-1</sup> of ginger oil a quadratic effect of the starch in the carcass dry matter was observed, with estimated values that maximize this variable equal to 419, 369 and 374 g kg<sup>-1</sup> of starch, respectively. Ginger did not influence any of the blood variables, glycogen and digestive and metabolic enzymes. Supplementation with approximately 350 g kg<sup>-1</sup> of starch promoted better feed intake, feed conversion rate, specific growth rate and protein retention efficiency in the carcass. Quadratic effect of starch was observed on carcass ethereal extract, blood glucose, hepatic and muscular glycogen. For cholesterol, a linear decreasing effect was observed with increased levels of starch in the diet. With the increase in starch levels there was a reduction in ALT activity, but did not influence the activity of the digestive enzymes. The effect of the starch in the carcass dry matter only in the presence of ginger oil indicates that it improved the efficiency of the starch. However, this effect was not observed in others important growth variables. Thus, further studies are needed to re-evaluate the effects of ginger in the efficiency of carbohydrate utilization by fish. Due to the effects of ginger oil and starch on the growth and efficiency of nutrient utilization, it is recommended to use 1 ml kg<sup>-1</sup> of ginger oil and 350 - 400 g kg<sup>-1</sup> corn starch in diets for juveniles of Nile tilapia.

**CAPÍTULO 1**  
**REVISÃO DE LITERATURA**

## REVISÃO DE LITERATURA

### 1. Produção de tilápia

O aumento do consumo de pescado pela população humana e a diminuição dos estoques pesqueiros estimularam o desenvolvimento da aquicultura no mundo. Diante deste cenário, o setor vem apresentando crescimento anual médio de 5,8% desde 2009, com estimativas de que até 2025 tenha um crescimento de 39% (FAO, 2016). Em 2014, cerca de 50% do pescado consumido pela população humana foi proveniente da aquicultura, com estimativa de chegar a 62% até 2030 (FAO, 2016; Msangi et al., 2013). A aquicultura, além de atender o mercado de alimentos, também contribui para a geração de renda associada ao aquarismo, pesca esportiva e insumos para produção de medicamentos. A produção de organismos aquáticos provenientes da aquicultura foi de 73,8 milhões de toneladas e rendimento de 160,2 bilhões de dólares no ano de 2014 (FAO, 2016).

Em 2016, a produção brasileira de pescado, oriundos da aquicultura, rendeu aproximadamente 5 bilhões de reais, com 507 mil toneladas produzidas, sendo 71% desse valor referente a produção de peixes e 19% pela produção de camarões (IBGE, 2016). Dentre os estados com maior participação na produção de peixes, destacam-se Rondônia, Paraná, São Paulo e Mato Grosso (IBGE, 2016). Apesar do grande número de espécies nativas utilizadas, a tilápia é o grupo mais produzido no Brasil, representando 47% da produção de peixes (IBGE, 2016) em função de um pacote tecnológico melhor estabelecido do que as demais espécies.

O termo tilápia é genericamente utilizado para caracterizar um grupo de espécies de interesse econômico da família *Cichlidae*, dos gêneros *Oreochromis*, *Sarotherodon* e *Tilapia* (Popma & Masser, 1999). As tilápias representam um dos mais importantes grupos de peixes cultivados no mundo em função do hábito alimentar onívoro, aceitando dietas processadas em todas as fases de desenvolvimento (Boscolo et al., 2001), rápido crescimento e características organolépticas da carne com boa aceitação no mercado (Popma & Masser, 1999). Estes peixes podem ser cultivados em sistemas intensificados de produção em função de sua boa adaptação ao confinamento (Hayashi, 1995) e boa tolerância a fatores ambientais adversos, como variações bruscas de temperatura, alta salinidade, baixo oxigênio dissolvido e altas concentrações de amônia na água de cultivo (Popma & Masser, 1999).

A tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*, originária de várias bacias hidrográficas, desde o oeste até o leste da África, está entre as espécies de maior representatividade na

aquicultura, se comparada às espécies de outros gêneros da família *Cichlidae*. Dentre as diversas linhagens da tilápia do Nilo, a GIFT (*Genetic Improvement of Farmed Tilapias*), desenvolvida a partir de quatro linhagens selvagens da África e outras quatro linhagens comerciais da Ásia (Gupta & Acosta, 2004), destaca-se pelo maior potencial de crescimento, eficiência de utilização de nutrientes e deposição de proteína corporal, se comparada a outras linhagens e híbridos de tilápia (Ridha, 2006; Ng & Hanim, 2007).

No Brasil, a produção de tilápia é realizada em tanques escavados ou tanques redes, em sistemas semi-intensivos e intensivos de produção (Boscolo et al., 2001). Diante da intensificação dos sistemas produtivos, há um aumento na dependência por rações, já que em ambientes confinados os peixes não dispõem de alimento natural em quantidade e qualidade que atendam às exigências nutricionais para crescimento e reprodução (Furuya, 2010). Portanto, é necessário fornecer rações que atendam às exigências nutricionais da espécie por proteína, lipídeos, energia, vitaminas e minerais. O teor de energia da dieta é o principal fator que influencia a ingestão de alimentos (Boscolo et al., 2005), e este determina a quantidade de nutrientes (proteína, aminoácidos, ácidos graxos, vitaminas e minerais) ingeridos pelo animal e, conseqüentemente, o desempenho produtivo.

Assim como os demais vertebrados, os peixes obtém energia por meio da oxidação de proteínas, lipídeos e carboidratos. Os lipídeos são as principais fontes de energia em dietas para peixes por apresentar alto valor energético se comparado a proteínas e carboidratos (Glencross, 2009), alta digestibilidade (Boscolo et al., 2002), fonte de ácidos graxos essenciais (Oliva-Teles, 2012) e facilmente encontrado no mercado. Porém, os lipídeos possuem limitações de uso em dietas para peixes, uma vez que em excesso causam efeitos negativos no desempenho produtivo e aumento de gordura na carcaça (Meurer et al., 2002), além de dificultar o processamento das rações e diminuir o tempo de prateleira das mesmas em função da possibilidade de rancificação. As proteínas também são usadas como fonte de energia para peixes, porém, quanto maior a utilização destas para síntese de ATP, menor é a eficiência de utilização dos nutrientes para crescimento e maior a excreção de amônia (Jauncey, 1982; Wu & Gatlin, 2014). Os aminoácidos são oxidados tanto no processo de turnover de proteínas como para síntese de glicose (gliconeogênese). Os processos de transaminação e desaminação dos aminoácidos, que precedem sua oxidação, liberam amônia que é tóxica para os peixes e pode causar eutrofização da água de cultivo e dos efluentes da criação. Além disso, a maior oxidação de proteína pode reduzir a eficiência econômica da criação pelo fato de ser o nutriente mais oneroso da dieta. Como boa parte da energia dos peixes é oriunda da

oxidação de proteínas (Finn et al., 2002), é preciso formular dietas que minimizem sua utilização como fonte de energia, suplementando nutrientes não proteicos menos onerosos. Os carboidratos constituem uma boa fonte de energia, menos onerosa se comparado aos lipídeos e proteínas, porém com menor eficiência de utilização por algumas espécies de peixes quando comparados aos animais homeotérmicos (Lin et al., 1978). Diante disso, é necessário avaliar formas de melhorar a eficiência desse nutriente pelos peixes, reduzindo o custo das dietas e a excreção de nitrogênio para o ambiente.

## **2. Carboidratos: estrutura, digestão e metabolismo**

Os carboidratos, também chamados de “hidratos de carbono”, são macromoléculas formadas por carbono, hidrogênio e oxigênio  $(CH_2O)_n$ , podendo alguns apresentar nitrogênio, fosforo e enxofre em sua constituição (Nelson & Cox, 2011). São classificados em monossacarídeos, oligossacarídeos e polissacarídeos, em função do tamanho da cadeia de carbono. Os monossacarídeos são açúcares simples constituídos por uma unidade poli-hidroxicetona ou poli-hidroxialdeído, formados por até seis átomos de carbono, como a glicose (Nelson & Cox, 2011). Os oligossacarídeos são formados por cadeias curtas de monossacarídeos unidos por ligações glicosídicas, como por exemplo a sacarose, um dissacarídeo (Nelson & Cox, 2011). Já os polissacarídeos são polímeros de açúcar formados por mais de 20 unidades monossacarídicas, como o amido, principal reserva energética nos vegetais e o glicogênio, principal reserva energética nos animais (Nelson & Cox, 2011). Em função do tamanho da cadeia de carbono, dos tipos de sacarídeos e presença ou não de ramificações ao longo da estrutura, os carboidratos são considerados simples (mono e oligossacarídeos) ou complexos (polissacarídeos), o que pode influenciar os processos de digestão e absorção pelos animais.

Dentre os tipos de carboidratos, o amido destaca-se pela sua abundância nos cereais (milho, sorgo, trigo, arroz, aveia e cevada), leguminosas (soja e amendoim) e tubérculos (mandioca e batata doce), importantes ingredientes utilizados na confecção de rações para animais domésticos. O milho é um dos principais ingredientes utilizados para o atendimento das exigências nutricionais por energia para peixes (Pezzato et al., 2009). Os componentes do amido são altamente variáveis dependendo da sua origem, como a proporção de amilose e amilopectina e a presença de componentes não amiláceos associados ao grânulo de amido, como lipídeos e proteínas (Svihus et al., 2005). O amido é depositado como grânulos no citoplasma das células vegetais e composto por 20-30% de amilose e 70-80% de amilopectina (Gallant et al., 1992). A amilose é formada por unidades de  $\alpha$ -D-glicopirranose unidas por ligações glicosídicas  $\alpha$ -1,4, formando um

polímero linear de estrutura helicoidal (Voet & Voet, 2013). Já a amilopectina consiste em unidades de  $\alpha$ -D-glicopirranose unidas por ligações glicosídicas  $\alpha$ -1,4, com pontos de ramificação  $\alpha$ -1,6, conferindo estrutura ramificada (Voet & Voet, 2013). A proporção entre amilose e amilopectina do amido influencia a eficiência de utilização do amido pelos peixes.

A digestão dos carboidratos nos peixes inicia-se no intestino e cecos pilóricos quando presentes, devido à presença de enzimas como  $\alpha$ -amilase, quitinase, lisozima, celulase e outras polissacaridases (Krogdahl et al., 2005), dependendo do hábito alimentar. A  $\alpha$ -amilase é encontrada em diversas partes do sistema digestório de diferentes espécies de peixes, sendo o pâncreas exócrino o principal local de produção (Krogdahl et al., 2005). Esta enzima hidrolisa ligações glicosídicas  $\alpha$ -1,4 presentes no amido (Krogdahl et al., 2005), liberando dissacarídeos como maltose, maltotriose e dextrina. As dissacaridases como maltase e isomaltase, localizadas na borda em escova dos enterócitos, continuam o processo de digestão dos carboidratos, hidrolisando dissacarídeos em monossacarídeos (Krogdahl et al., 2005).

A absorção dos monossacarídeos através da borda em escova ocorre por difusão facilitada, por meio de transportadores de membrana, com características diferentes ao longo do intestino (Krogdahl et al., 2005). As proteínas transportadoras de D-glicose nos peixes são semelhantes às encontradas nos mamíferos, ou seja, dependentes de sódio ( $\text{Na}^+$ ) com gasto indireto de energia (Collie & Ferraris, 1995). O transporte de glicose através da membrana basolateral (do enterócito para o sangue) é facilitado e independente do sódio, assim como em mamíferos (Collie & Ferraris, 1995). Variações na dependência do sódio podem indicar que as partes distais do intestino são mais eficientes na absorção de glicose do que nos cecos pilóricos e parte proximal do intestino (Krogdahl et al., 2005). Em peixes, ao contrário dos mamíferos, a passagem de monossacarídeos através das junções entre as células (via paracelular) parece ser insignificante (Ferraris et al., 1990).

A glicose no sangue fica disponível para ser utilizada pelos tecidos podendo ser prontamente oxidada, com formação de ATP, utilizada para síntese de componentes necessários para o crescimento e manutenção de células e tecidos, ou armazenada na forma de glicogênio ou lipídeos quando em excesso. No fígado, o principal órgão de homeostase da glicose sanguínea, ela é degradada em uma série de reações catalisadas por enzimas, chamada de glicólise, com formação de ATP (Polakof et al., 2012). O excesso de glicose pode ser armazenado como glicogênio (glicogênese) no fígado e nos músculos ou convertido em ácidos graxos e triglicerídeos (lipogênese) (Polakof et al., 2012). A falta de glicose causada pela restrição alimentar ou deficiência nutricional é

atendida pela quebra do glicogênio (glicogenólise) e/ou pela formação de glicose (gliconeogênese) a partir de outros compostos orgânicos como lactato, glicerol e alguns aminoácidos (Polakof et al., 2012).

O balanço entre os processos que reduzem e os que aumentam o nível de glicose no plasma (glicemia) permite que os animais mantenham o nível de glicose adequado para o funcionamento dos tecidos que utilizam quase que exclusivamente a glicose como fonte de energia (tecido nervoso e hemácias, por exemplo). A manutenção da homeostase da glicose sanguínea depende da regulação da atividade e expressão gênica das enzimas envolvidas nos processos de degradação e produção de glicose (Pilkis & Granner, 1992). A regulação destas enzimas é desencadeada principalmente pela concentração de alguns substratos e produtos destas reações e pelos hormônios insulina, glucagon, somatostatina e cortisol (Moon, 2001), porém, as ações destes hormônios no controle da glicemia em peixes ainda não são bem conhecidas. Após alimentação rica em carboidratos, a glicose sanguínea dos peixes permanece em níveis elevados por períodos mais longos que mamíferos (Moon, 2001). Tal efeito pode estar relacionado com o fato de alguns peixes apresentarem deficiência de insulina (Palmer & Ryman, 1972; Thorpe & Ince, 1974), ineficiência da proteína transportadora de glicose e/ou ausência de transportadores sensíveis a insulina (Wright et al., 1998), dificultando assim a captura da glicose pelos tecidos.

### **3. Carboidratos na nutrição de peixes**

Com a intensificação dos sistemas produtivos há maior dependência por dietas completas e balanceadas e, conseqüentemente, aumento dos custos de produção, podendo a alimentação representar até 70% dos custos totais (Furlaneto et al., 2010). A redução dos custos com alimentação dos peixes pode se dar pela redução do teor de proteína na dieta, uma vez que ingredientes proteicos, principalmente os de origem animal, são os mais onerosos (Koch et al., 2014). Com o aumento do teor de energia da dieta, seja por meio da suplementação de lipídios ou carboidratos, para algumas espécies, é possível reduzir o teor de proteína sem afetar negativamente o desenvolvimento, reprodução e saúde dos peixes (efeito poupador de proteína) (Ovie et al., 2005; García-Meilán et al., 2014; Zhenyan et al., 2017). A suplementação de ingredientes não proteicos (lipídeos e carboidratos) pode permitir a redução da parcela de proteína que é utilizada para fornecimento de energia para os peixes. Assim, a redução do teor de proteína da dieta diminui os custos de produção e minimiza a excreção de amônia para o ambiente, com conseqüente ganho econômico e ambiental.

A maioria dos estudos que demonstraram o efeito poupador de proteína se deu por meio da suplementação de lipídios na dieta (De Silva et al., 1991; Steffens, 1996; Kim & Lee, 2005; Li et al., 2012; Shapawi et al., 2014; Liu et al., 2014a; Darias et al., 2015; Hung et al., 2017) uma vez que estes apresentam alta densidade energética e prontamente metabolizável pelos peixes (NRC, 2011). Entretanto, os carboidratos são fontes energéticas de baixo custo (Ovie et al., 2005) que podem ser utilizados como poupador de proteína, como observado para tilápia híbrida, *Oreochromis niloticus* x *O. aureus* (Shiau & Chen, 1993), *Puntius gonionotus* (Mohanta et al., 2007), *Solea senegalensis* (Guerreiro et al., 2014), *Heteropneustes fossilis* (Rahman et al., 2017) e *Cyprinus carpio* (Zhenyan et al., 2017). Dessa forma, o aumento do teor de energia da dieta por meio da suplementação de carboidratos tem potencial para redução de custos das rações maior do que pela suplementação de lipídeos. Entretanto, a capacidade dos peixes utilizarem os carboidratos como fonte de energia é variável entre as espécies devido ao hábito alimentar e fatores ambientais como a temperatura e salinidade da água (Kamalam et al., 2017). Além disso, a estratégia alimentar, processamento das dietas, o tipo e complexidade dos carboidratos, nível de inclusão, interações com outros nutrientes da dieta (Kamalam et al., 2017) e a utilização de aditivos na dieta também interferem na sua eficiência de utilização pelos peixes.

Com relação ao hábito alimentar, peixes onívoros apresentam maior eficiência de utilização dos carboidratos do que peixes carnívoros em função do maior comprimento do intestino e maior atividade da amilase pancreática (Hofer & Sturmhuber, 1985; Sabapathy & Teo, 1993; Hidalgo et al., 1999; Krogdahl et al., 2005). As enzimas hepáticas envolvidas no metabolismo energético também influenciam a eficiência de utilização dos carboidratos uma vez que espécies onívoras (*Oreochromis niloticus*) apresentam maior atividade de enzimas lipogênicas e menores atividades de enzimas gliconeogênicas do que espécies carnívoras (*Oncorhynchus mykiss*) quando alimentadas com altos teores de amido na dieta (Figueiredo-Silva et al., 2013).

Fatores ambientais como temperatura e salinidade da água podem influenciar a utilização de carboidratos pelos peixes. Como a temperatura afeta o metabolismo dos peixes, espera-se que o aumento da temperatura resulte em maior atividade de todas as enzimas, inclusive as digestivas, o que pode promover maior digestibilidade dos nutrientes e conseqüente melhora no desempenho produtivo. O aumento da temperatura da água de 26 para 32°C aumentou a digestibilidade aparente dos carboidratos e a atividade das enzimas amilase, protease e hexoquinase, permitindo a utilização de níveis mais altos de carboidratos para *Labeo rohita* (Alexander et al., 2011). Para peixes

carnívoros, a água doce proporcionou maior digestibilidade da matéria seca, do amido, da energia e da proteína em *Salmo salar* em relação à água salgada (Krogdahl et al, 2004). Para *Oreochromis mossambicus*, uma espécie onívora, a absorção de glicose foi maior nos peixes mantidos em água do mar do que em água doce, provavelmente pelo aumento da afinidade do sódio pelos cotransportadores de sódio-glicose e do número de transportadores de membrana (Reshkin & Ahearn, 1987).

Em sistemas intensivos de produção as estratégias alimentares são fundamentais para bom desenvolvimento dos peixes, já que fatores como frequência e horário de alimentação podem alterar o aproveitamento dos nutrientes da dieta. Para *Oncorhynchus mykiss*, o aumento da frequência de alimentação promoveu redução da digestibilidade do amido (Yamamoto et al., 2007), possivelmente pela diminuição da atividade da enzima  $\alpha$ -amilase, como observado para *Diplodus sargus* (Enes et al., 2015). Com relação ao horário de alimentação, Felip et al. (2015) observaram melhor aproveitamento dos carboidratos quando a dieta foi ofertada no período da manhã se comparado ao período da tarde. Portanto, atender o ritmo diário e frequência de alimentação adequada nos sistemas intensivos de produção, onde a alimentação é exclusivamente feita com rações, pode garantir adequada absorção dos nutrientes e conseqüentemente melhor desempenho produtivo dos peixes.

Carboidratos mais complexos tendem a ser melhor utilizados do que carboidratos simples, independente do hábito alimentar dos peixes e do ambiente (marinho/água doce, temperado/tropical). O amido e a dextrina promoveram melhores resultados de desempenho produtivo em diversas espécies de peixes como em *Cyprinus carpio* (Li et al., 2016), *Leiocassis longirostris*, *Carassius auratus* (Tan et al., 2006), *Oreochromis niloticus* (Qiang et al., 2016), *Rachycentron canadum* (Cui et al., 2010), *Dicentrarchus labrax* (Enes et al., 2011) e *Sparus aurata* (Enes et al., 2010), se comparado a suplementação com glicose.

A proporção entre amilose e amilopectina do amido influencia a digestibilidade e o aproveitamento desse nutriente pelos peixes. Dietas contendo alto teor de amilose proporcionaram melhores resultados de desempenho produtivo se comparadas às dietas com maior teor de amilopectina para híbrido de *sunshine bass*, *Morone chrysops* x *M. saxatilis* (Rawles & Lochmann, 2003). Entretanto, a alta proporção de amilose na dieta afetou negativamente o desempenho produtivo do carnívoro *Takifugu obscurus*, devido a menor digestibilidade do amido e de outros nutrientes, menor atividade das enzimas digestivas (tripsina, amilase e lipase) e enzimas da glicólise (glicoquinase, piruvatoquinase e frutose-1,6-bifosfatase) (Liu et al., 2014b). Resultados semelhantes foram

observados para o onívoro *Oreochromis niloticus* (Chen et al., 2013). Entretanto, para *Rhamdia quelen* a proporção de amilose na dieta não influenciou o crescimento, a digestibilidade das dietas e o teor de gordura na carcaça (Pedron et al., 2011).

O processamento da dieta, como peletização e extrusão, pode alterar o estado físico do amido melhorando sua utilização pelos peixes. A combinação de atrito mecânico, umidade, altas temperaturas e pressão resulta na perda, muitas vezes irreversível, da estrutura cristalina do grânulo de amido, deixando-o com aspecto gelatinizado, o que inativa fatores antinutricionais (Cheng & Hardy, 2003; NRC, 2011) e melhora sua utilização pelos peixes (Honorato et al., 2010). A gelatinização do amido pelo processo de extrusão aumenta sua digestibilidade para diversas espécies com diferentes hábitos alimentares, como para o onívoro *Piaractus mesopotamicus* (Honorato et al., 2010) e os carnívoros *Oncorhynchus mykiss* (Cheng & Hardy, 2003) e *Salminus brasiliensis* (Moro et al., 2017). Para *Rhamdia voulezi*, a ração peletizada proporcionou melhor crescimento que as dietas farelada e extrusada, porém, com maior deposição de gordura na carcaça (Reis et al., 2012).

Outros componentes da dieta também podem influenciar a utilização dos carboidratos pelos peixes. Dietas com níveis elevados de lipídios podem comprometer a digestibilidade do amido e de outros nutrientes (Gridale-Helland & Helland, 1997), provavelmente devido a inibição da atividade da amilase (Shcherbina et al., 1977) reduzindo a absorção de nutrientes. Além disso, altos níveis de lipídios na dieta podem alterar a homeostase da glicose sanguínea, resultando em hiperglicemia prolongada, devido a redução da atividade de enzimas envolvidas na lipogênese e glicólise e estimulação de enzimas envolvidas na gliconeogênese (Figueiredo-Silva et al., 2012). A suplementação de cromo e zinco melhorou a utilização de carboidratos para híbridos de tilápia (Shiau & Chen, 1993; Zhao et al., 2011), demonstrando que os micronutrientes também podem alterar a eficiência de utilização de carboidratos pelos peixes.

O nível de inclusão na dieta também influencia a eficiência de utilização de carboidratos pelos peixes. Porém, Bergot & Breque (1983) observaram que o nível de ingestão é mais importante que o nível de inclusão de carboidratos na dieta na determinação de sua digestibilidade. A inclusão de carboidratos acima dos níveis tolerados pela espécie reduz sua digestibilidade, o aproveitamento de outros nutrientes na dieta e o desempenho produtivo dos peixes (Enes et al., 2011; Krogdahl et al., 2005), devido à sobrecarga de substrato no intestino, saturação de carboidrases e diminuição do tempo de trânsito intestinal (NRC, 2011). Os níveis máximos de inclusão de carboidratos estão entre 15 a 20% para peixes carnívoros e até 50% de inclusão para peixes onívoros

e herbívoros (NRC, 2011; Kamalam et al., 2017). O nível máximo de inclusão de carboidratos na dieta é influenciado pelo hábito alimentar e consequente capacidade de adaptação das enzimas digestivas e taxa de absorção (Ren et al., 2011; NRC, 2011), bem como pela utilização de aditivos (Kumar et al., 2006; Anguiano et al., 2013). Dentre os aditivos com potencial para melhorar a eficiência de utilização dos carboidratos destacam-se as enzimas, os probióticos, os prebióticos e os extratos vegetais.

A utilização de enzimas exógenas como aditivos para alimentação animal pode contribuir para o melhor aproveitamento dos nutrientes da dieta. O uso de carboidrases, como  $\alpha$ -amilase, xilanase, glucanase e pectinase, em dietas para peixes tem efeitos promissores na melhoria da digestibilidade de carboidratos (Castillo & Gatlin, 2015). A utilização de  $\alpha$ -amilase em dietas para juvenis de *Labeo rohita*, proporcionou aumento na digestibilidade do amido, na glicemia, na atividade da glicose-6-fosfato desidrogenase (enzima envolvida no processo de lipogênese no fígado) e redução na atividade das enzimas glicose-6-fosfatase e frutose-1,6-bifosfatase (envolvidas na gliconeogênese) e alanina aminotransferase e aspartato aminotransferase (envolvidas no metabolismo de aminoácidos) (Kumar et al., 2006; 2009).

Os probióticos são microrganismos vivos (*Lactobacillus*, *Bacillus*, *Lactococcus*, *Enterococcus*, *Clostridium*, entre outros) que tem a capacidade de agirem contra microrganismos indesejáveis presentes no intestino dos animais (Nayak, 2010). A utilização de probióticos como aditivos em dietas para peixes melhora a digestibilidade e o aproveitamento dos nutrientes e, conseqüentemente, o desempenho produtivo (Mohapatra et al., 2012). Dentre os mecanismos de ação dos probióticos destaca-se a ação de enzimas microbianas. Portanto, a eficiência de utilização dos carboidratos da dieta pode ser melhorada pela utilização de bactérias intestinais com atividade amilolítica. Tais bactérias tem sido observadas em diferentes espécies de peixes, com diferentes hábitos alimentares (Ray et al., 2012). Os prebióticos são ingredientes dietéticos, não digeríveis pelo hospedeiro, que estimulam seletivamente o crescimento e/ou metabolismo de bactérias benéficas no trato gastrointestinal (Ringo et al., 2010). Dentre os prebióticos com potencial para serem utilizados como aditivos em dietas para peixes destacam-se os mananoligossacarídeos (MOS), frutoligossacarídeos (FOS), galactoligossacarídeos (GOS), inulina, entre outros (Ringo et al., 2010). A suplementação com MOS melhorou a digestibilidade do carboidrato e de outros nutrientes em dietas para *Sparus aurata* (Gulpepe et al., 2011) e aumentou a atividade das enzimas digestivas ( $\alpha$ -amilase, aminopeptidase e fosfatase alcalina) para *Sciaenops ocellatus* (Anguiano et al., 2013).

A utilização de extratos vegetais em dietas para peixes tem mostrado efeitos positivos no desempenho produtivo, na eficiência de utilização dos nutrientes, na resistência a microrganismos patogênicos e tolerância ao estresse para algumas espécies de peixes (tabela 1). Dentre as plantas com potencial para melhorar a utilização de carboidratos pelos peixes destacam-se aquelas que aumentam a atividade de enzimas como a  $\alpha$ -amilase, como observado para cúrcuma, gengibre e pimenta, e as dissacaridases, como observado para cebola, coentro, cúrcuma e pimenta (Platel & Srinivasan, 2004).

#### **4. Extratos vegetais em dietas para peixes**

Extratos vegetais são preparações concentradas provenientes das folhas, raízes, flores, frutos, sementes ou da planta inteira, obtidas através da secagem e maceração da matéria prima, ou pela utilização de solventes para extração de compostos específicos. Dependendo do método de concentração dos compostos, os extratos vegetais podem ser secos, aquosos, alcoólicos ou óleos essenciais. Os óleos essenciais são compostos aromáticos voláteis extraídos de plantas por processo de destilação, arraste por vapor (hidrodifusão) ou extração com uso de solventes (Tongnuanchan & Benjakul, 2014). Geralmente são compostos derivados de terpenos hidrocarbonetos como álcoois, aldeídos, cetonas, ácidos, fenóis e ésteres (Sutili et al., 2017). A sua composição química pode variar de acordo com a parte da planta utilizada, estágio de desenvolvimento, local de cultivo, período de colheita e método de extração (Góra et al., 2002).

Dentre as plantas que apresentam potencial para serem utilizadas como aditivos em dietas para peixes destacam-se aquelas cujos extratos apresentam atividade antimicrobiana, anti-helmíntica, imunomoduladora, antioxidante, estimulante da digestão e do metabolismo e redutora de estresse. Apesar dos resultados positivos observados no desempenho produtivo e saúde dos peixes, o uso de óleos essenciais também tem mostrado efeitos negativos ou mesmo sem efeito. Estes resultados contraditórios tem sido observados mesmo quando se utilizou o mesmo óleo essencial para a mesma espécie de peixe, em diferentes condições experimentais, como observado para *Astyanax altiparanae* alimentado com dietas contendo óleo de orégano, *Origanum vulgare* (Ferreira et al., 2014; Kanashiro, 2015; Neves, 2017). Os diferentes efeitos dos óleos essenciais tem sido atribuídos ao estágio de desenvolvimento dos animais, concentração utilizada, tipo de extração e composição química do óleo, composição e processamento da dieta e condições ambientais. Assim como outros aditivos, os óleos essenciais, em geral, apresentam melhorias no desempenho produtivo e na saúde dos animais apenas

quando são cultivados em condições ambientais subótimas ou sob desafio microbiológico (Acar et al., 2015; Diler et al., 2017; Dos Santos et al., 2017).

Dentre os diversos extratos vegetais com potencial para promover melhorias na eficiência de utilização dos nutrientes, no desempenho produtivo e na saúde dos peixes destaca-se o gengibre, *Zingiber officinale*, uma planta de clima tropical e subtropical da família *Zingiberaceae*, originária do sudeste asiático. Seu rizoma é utilizado em diversas partes do mundo como tempero e aromatizante devido ao sabor picante característico. Em função de ser estimulante da digestão (Platel & Srinivasan, 2000), o gengibre tem potencial para ser utilizado como aditivo em dietas para animais e promover melhorias na eficiência de utilização dos nutrientes. O gengibre também tem sido utilizado como fitoterápico por possuir propriedades anti-inflamatória, antioxidante (Nile & Park, 2015), imunomoduladora (Zhou et al., 2006), antibacteriana (Ekwenye & Elegalam, 2005), antifúngica (Wang & Ng, 2005), antiviral (Chang et al., 2013) e anti-helmíntica (Iqbal et al., 2001). Tais propriedades são decorrentes da presença de compostos orgânicos como o gingerol, shogaol, pineno, linalol, cineol, bisaboleno, ar-curcumeno e o zingibereno, principal constituinte do óleo, extraído com solventes não voláteis (Ravindran & Babu, 2004).

A suplementação de gengibre em dietas tem proporcionado efeitos positivos sobre o desempenho produtivo e a saúde de peixes, aves e mamíferos (tabela 2). Foram observadas melhorias no crescimento e na eficiência de utilização dos nutrientes em truta arco-íris (Nya & Austin, 2009; Shalwei et al., 2017), perca gigante, (Talpur et al., 2013), tilápia (Hassanin et al., 2014), frangos de corte (Mohamed et al., 2012; Barazesh et al., 2013) e coelhos (Onu & Aja, 2011). Estes resultados devem estar relacionados com os efeitos estimulantes do gengibre sobre as enzimas digestivas, uma vez que, em ratos, foi observado aumento na atividade das enzimas amilase, lipase, tripsina, quimiotripsina e enzimas da borda em escova dos enterócitos (Platel e Srinivasan, 2000). A melhora no crescimento também pode estar relacionada com o aumento na capacidade de absorção dos nutrientes, uma vez que, em frangos de corte foi observado aumento na altura e na área de absorção das vilosidades intestinais (Incharoen et al., 2010). O gengibre também pode melhorar a utilização dos nutrientes por meio da modulação da atividade de enzimas envolvidas no metabolismo. Estes efeitos foram observados em ratos diabéticos com redução da atividade das enzimas glicose 6-fosfatase e frutose 1,6-bifosfatase (envolvidas na gliconeogênese) e redução na glicemia (Kazeem et al., 2013). A modulação das enzimas envolvidas na homeostase da glicose é realizada principalmente pela insulina e, portanto, o gengibre também pode influenciar seu metabolismo pela regulação da

secreção deste hormônio. Akhani et al. (2004) observaram aumento da insulina e redução da glicose, triglicerídeos e colesterol em ratos diabéticos quando ingeriram suco de gengibre. A diminuição dos níveis de glicose, triglicerídeos e colesterol também foi observada em perca gigante, *Lates calcarifer*, se comparado aos peixes que não receberam dieta suplementada com gengibre (Talpur et al., 2013).

Dessa forma, é possível inferir que o gengibre tem potencial para ser utilizado como aditivo em dietas para peixes e promover aumento na eficiência de utilização dos carboidratos.

**Tabela 1:** Efeitos de extratos vegetais sobre o crescimento e saúde de peixes

Óleo essencial	Espécie e fase de desenvolvimento	Concentração	Desafio	Efeitos	Referência
Limonete ( <i>Aloysia triphylla</i> )	Adultos de <i>Rhamdia quelen</i>	2 ml kg <sup>-1</sup>	<i>Aeromonas hydrophila</i>	↑ desempenho produtivo e sobrevivência após desafio; antioxidante; redutor de estresse e alterações benéficas na morfologia intestinal.	Dos Santos et al. (2017); Zeppenfeld et al. (2016; 2017)
Erva cidreira ( <i>Lippia alba</i> )		0,25 ou 0,50 ml kg <sup>-1</sup>	Alta densidade e espaço limitado	Não apresentou efeito protetor quando submetidos a situação estressante.	Souza et al. (2015)
Orégano ( <i>Origanum onites</i> )	Juvenis de <i>Oncorhynchus mykiss</i>	3 ml kg <sup>-1</sup>	<i>Lactococcus garvieae</i>	↑ desempenho produtivo e sobrevivência após o desafio.	Diler et al. (2017)
Orégano ( <i>Origanum vulgare</i> )	Juvenis de <i>Astyanax altiparanae</i>	0,5 g kg <sup>-1</sup>	-	↑ desempenho produtivo, melhoria na composição da carcaça e alterações benéficas na morfologia intestinal e hepática.  Sem alterações no desempenho produtivo e não atua como modulador das respostas de estresse; ↓ da excreção de amônia na água de cultivo.	Ferreira et al. (2014; 2016)  Kanashiro (2015)
Laranja ( <i>Citrus sinensis</i> )	Juvenis de <i>Oreochromis mossambicus</i>	1 g kg <sup>-1</sup>	<i>Streptococcus iniae</i>	↑ desempenho produtivo e sobrevivência após o desafio; Imunomodulador.	Acar et al. (2015)
Erva doce ( <i>Foeniculum vulgare</i> ) e Alho ( <i>Allium sativum</i> )	Juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i>	1 ml kg <sup>-1</sup>	-	↑ desempenho produtivo e sobrevivência.	Hassaan & Soltan (2016)

**Tabela 2:** Efeitos da suplementação de gengibre, *Zingiber officinale*, em dietas para animais domésticos

Espécie	Concentração	Desafio	Efeitos	Referência
Frangos de corte	15 g kg <sup>-1</sup>	-	↑ desempenho produtivo e ↓ gordura abdominal; ↑ HDL e ↓ glicose e LDL sanguíneo.	Barazesh et al. (2013)
	1 ou 2 g kg <sup>-1</sup>	-	↑ desempenho produtivo; ↓ glicose, triglicerídeos e colesterol sanguíneo.	Mohamed et al. (2012)
	5 g kg <sup>-1</sup>	-	Sem alterações no desempenho produtivo; ↑ das enzimas antioxidantes.	Zhang et al. (2009)
Coelho	2,5 g kg <sup>-1</sup>	-	↑ desempenho produtivo, níveis de uréia sérica e creatinina; ↓ colesterol sanguíneo.	Onu & Aja (2011)
Perca gigante ( <i>Lates calcarifer</i> )	10 g kg <sup>-1</sup>	<i>Vibrio harveyi</i>	↑ desempenho produtivo, sobrevivência após o desafio e atividade imunológica; ↓ glicose, triglicerídeos e colesterol sanguíneo.	Talpur et al. (2013)
Tilápia do Nilo ( <i>Oreochromis niloticus</i> )	10 g kg <sup>-1</sup>	-	↑ desempenho produtivo, atividade da lisozima e imunoglobulina M (IgM).	Hassanin et al. (2014)
Truta arco-íris ( <i>Oncorhynchus mykiss</i> )	5 g kg <sup>-1</sup>	<i>Aeromonas hydrophila</i>	↑ desempenho produtivo e sobrevivência após o desafio; ↑ no número de neutrófilos, macrófagos e linfócitos; ↑ atividade da lisozima, atividade fagocitária e bactericida.	Nya & Austin (2009)
	10 g kg <sup>-1</sup>	-	↑ glóbulos brancos, hematócrito, atividade da lisozima e explosão respiratória (efeito imunoestimulante).	Haghighi & Rohani (2013)
	2,5 g kg <sup>-1</sup>	-	↑ desempenho produtivo e parâmetros imunes do muco da pele (atividade da lisozima, fosfatase alcalina e protease).	Shalvei et al. (2017)
Carpa rohu ( <i>Labeo rohita</i> )	8 g kg <sup>-1</sup>	-	↑ desempenho produtivo, parâmetros imunes do muco da pele e expressão de genes relacionados a citocinas; Antimicrobiano e anti-inflamatório.	Sukumaran et al. (2016)
Carpa Indiana Catla ( <i>Catla catla</i> )	1 g kg <sup>-1</sup>	<i>Aeromonas hydrophila</i>	↑ desempenho produtivo e sobrevivência após o desafio (atividade bactericida); ↑ eritrócitos, leucócitos e proteína total no sangue.	Arulvasu et al. (2013)

## 5. Referências bibliográficas

- Acar, Ü., Kesbiç, O.S., Yılmaz, S., Gültepe, N., Türker, A., 2015. Evaluation of the effects of essential oil extracted from sweet orange peel (*Citrus sinensis*) on growth rate of tilapia (*Oreochromis mossambicus*) and possible disease resistance against *Streptococcus iniae*. *Aquaculture*, 437, 282-286.
- Akhani, S.P., Vishwakarma, S.L., Goyal, R.K., 2004. Anti-diabetic activity of *Zingiber officinale* in streptozotocin-induced type I diabetic rats. *Journal of pharmacy and Pharmacology*, 56(1), 101-105.
- Alexander, C., Sahu, N.P., Pal, A.K., Akhtar, M.S., Saravanan, S., Xavier, B., Munilkumar, S., 2011. Higher water temperature enhances dietary carbohydrate utilization and growth performance in *Labeo rohita* (Hamilton) fingerlings. *Journal of animal physiology and animal nutrition*, 95(5), 642-652.
- Anguiano, M., Pohlenz, C., Buentello, A., Gatlin, D.M., 2013. The effects of prebiotics on the digestive enzymes and gut histomorphology of red drum (*Sciaenops ocellatus*) and hybrid striped bass (*Morone chrysops* x *M. saxatilis*). *British Journal of Nutrition*, 109(4), 623-629.
- Arulvasu, C., Mani, K., Chandhirasekar, D., Prabhu, D., Sivagnanam, S., 2013. Effect of dietary administration of *Zingiber officinale* on growth, survival and immune response of Indian major carp, *Catla catla* (Ham.). *Int. Pharm. Pharmaceut. Sci*, 5, 108-115.
- Barazesh, H., Boujar Pour, M., Salari, S., Mohammad Abadi, T., 2013. The effect of ginger powder on performance, carcass characteristics and blood parameters of broilers. *International Journal of Advanced Biological and Biomedical Research*, 1(12), 1645-1651.
- Bergot, F., Breque, J., 1983. Digestibility of starch by rainbow trout: effects of the physical state of starch and of the intake level. *Aquaculture*, 34: 203-212.
- Boscolo, W.R., Hayashi, C., Meurer, F., 2002. Digestibilidade aparente da energia e nutrientes de alimentos convencionais e alternativos para a tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*, L.). *Revista Brasileira de Zootecnia*, 31(2), 539-545.
- Boscolo, W.R., Hayashi, C., Soares, C.M., Furuya, W.M., Meurer, F., 2001. Desempenho e características de carcaça de machos revertidos de tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*), linhagens tailandesa e comum, nas fases inicial e de crescimento. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 30(5), 1391-1396.

- Boscolo, W.R., Signor, A., Feiden, A., Bombardelli, R.A., Signor, A.A., Reidel, A., 2005. Energia digestível para larvas de tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*) na fase de reversão sexual. Revista Brasileira de Zootecnia, 1813-1818.
- Castillo, S., Gatlin III, D. M., 2015. Dietary supplementation of exogenous carbohydrase enzymes in fish nutrition: a review. Aquaculture, 435, 286-292.
- Chang, J.S., Wang, K.C., Yeh, C.F., Shieh, D.E., Chiang, L.C., 2013. Fresh ginger (*Zingiber officinale*) has anti-viral activity against human respiratory syncytial virus in human respiratory tract cell lines. Journal of ethnopharmacology, 145(1), 146-151.
- Chen, M.Y., Ji-Dan Ye, W.Y., Wang, K., 2013. Growth, feed utilization and blood metabolic responses to different amylose-amylopectin ratio fed diets in Tilapia (*Oreochromis niloticus*). Asian-Australasian Journal of Animal Sciences, 26(8), 1160.
- Cheng, Z. J., Hardy, R.W., 2003. Effects of extrusion processing of feed ingredients on apparent digestibility coefficients of nutrients for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). Aquaculture nutrition, 9(2), 77-83.
- Collie, N.L., Ferraris, R.P., 1995. Nutrient fluxes and regulation in fish intestine, in: Hochachka, P.W., Mommsen, T.P. (Eds.), Metabolic Biochemistry. Elsevier Science, Amsterdam, The Netherlands. 4, 221-239.
- Cui, X.J., Zhou, Q.C., Liang, H.O., Yang, J., Zhao, L.M., 2010. Effects of dietary carbohydrate sources on the growth performance and hepatic carbohydrate metabolic enzyme activities of juvenile cobia (*Rachycentron canadum* Linnaeus.). Aquaculture Research, 42(1), 99-107.
- Darias, M.J., Castro-Ruiz, D., Estivals, G., Quazuguel, P., Fernández-Méndez, C., Núñez-Rodríguez, J., Clota, F., Gilles, S., García-Dávila, C., Gisbert, E., Cahu, C., 2015. Influence of dietary protein and lipid levels on growth performance and the incidence of cannibalism in *Pseudoplatystoma punctifer* (Castelnau, 1855) larvae and early juveniles. Journal of applied ichthyology, 31(S4), 74-82.
- De Silva, S.S., Gunasekera, R.M., Shim, K.F., 1991. Interactions of varying dietary protein and lipid levels in young red tilapia: evidence of protein sparing. Aquaculture, 95(3-4), 305-318.
- Diler, O., Gormez, O., Diler, I., Metin, S., 2017. Effect of oregano (*Origanum onites* L.) essential oil on growth, lysozyme and antioxidant activity and resistance against

- Lactococcus garvieae* in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). *Aquaculture Nutrition*, 23(4), 844-851.
- Dos Santos, A.C., Sutili, F.J., Heinzmann, B.M., Cunha, M.A., Brusque, I.C., Baldisserotto, B., Zeppenfeld, C.C., 2017. *Aloysia triphylla* essential oil as additive in silver catfish diet: Blood response and resistance against *Aeromonas hydrophila* infection. *Fish & shellfish immunology*, 62, 213-216.
- Ekwenye, U.N., Elegalam, N.N., 2005. Antibacterial activity of ginger (*Zingiber officinale* Roscoe) and garlic (*Allium sativum* L.) extracts on *Escherichia coli* and *Salmonella typhi*. *Int J Mol Adv Sci*, 1, 411-416.
- Enes, P., García-Meilán, I., Guerreiro, I., Couto, A., Pousão-Ferreira, P., Gallardo, M.A., Oliva-Teles, A., 2015. Utilization of dietary starch by juvenile white sea bream *Diplodus sargus* at different feeding frequencies. *Aquaculture nutrition*, 21(6), 926-934.
- Enes, P., Peres, H., Almeida, I., Couto, A., Oliva-Teles, A., 2011. Growth, feed utilization, and glycemic response in European sea bass, *Dicentrarchus labrax*, juveniles fed carbohydrate of different complexities. *Journal of the World Aquaculture Society*, 42(6), 873-879.
- Enes, P., Peres, H., Couto, A., Oliva-Teles, A., 2010. Growth performance and metabolic utilization of diets including starch, dextrin, maltose or glucose as carbohydrate source by gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles. *Fish physiology and biochemistry*, 36(4), 903-910.
- FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2016. The State of World Fisheries and Aquaculture 2016 (SOFIA). FAO 204p.
- Felip, O., Blasco, J., Ibarz, A., Martín-Pérez, M., Fernández-Borràs, J., 2015. Diets labelled with <sup>13</sup>C-starch and <sup>15</sup>N-protein reveal daily rhythms of nutrient use in gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 179, 95-103.
- Ferraris, R.P., Yasharpour, S., Lloid, K.C.K., Mirzayan, R., Diamond, J.M., 1990. Luminal glucose concentration in the gut under normal conditions. *Am. J. Physiol.*, 259, G820–G837.
- Ferreira, P.M.F., Caldas, D.W., Salaro, A.L., Sartori, S.S., Oliveira, J.M., Cardoso, A.J.S., Zuanon, J.A.S., 2016. Intestinal and liver morphometry of the Yellow Tail Tetra

- (*Astyanax altiparanae*) fed with oregano oil. Anais da Academia Brasileira de Ciências, 88(2), 911-922.
- Ferreira, P.M.F., Nascimento, L.S., Dias, D.C., Moreira, D.M.V., Salaro, A.L., De Freitas, M.B.D., Carneiro, A.P.S., Zuanon, J.A.S., 2014. Essential oregano oil as a growth promoter for the yellowtail tetra, *Astyanax altiparanae*. Journal of the World Aquaculture Society, 45(1), 28-34.
- Figueiredo-Silva, A.C., Panserat, S., Kaushik, S., Geurden, I., Polakof, S., 2012. High levels of dietary fat impair glucose homeostasis in rainbow trout. Journal of Experimental Biology, 215(1), 169-178.
- Figueiredo-Silva, A.C., Saravanan, S., Schrama, J.W., Panserat, S., Kaushik, S., Geurden, I., 2013. A comparative study of the metabolic response in rainbow trout and Nile tilapia to changes in dietary macronutrient composition. British journal of Nutrition, 109(5), 816-826.
- Finn, R.N., Rønnestad, I., Van der Meeren, T., Fyhn, H.J., 2002. Fuel and metabolic scaling during the early life stages of Atlantic cod *Gadus morhua*. Marine Ecology Progress Series, 243, 217-234.
- Furlaneto, F.P.B., Ayroza, D., Ayroza, L., 2010. Análise econômica da produção de tilápia em tanques-rede, ciclo de verão, região do médio Paranapanema, Estado de São Paulo, 2009. Informações Econômicas, 40(4), 5-11.
- Furuya, W.M.F. (Ed.). 2010. Tabelas brasileiras para a nutrição de tilápias. GFM.
- Gallant, D.J., Bouchet, B., Buléon, A., Pérez, S., 1992. Physical characteristics of starch granules and susceptibility to enzymatic degradation. European Journal of Clinical Nutrition, London, 46(2), S3-S16.
- García-Meilán, I., Ordóñez-Grande, B., Gallardo, M.A., 2014. Meal timing affects protein-sparing effect by carbohydrates in sea bream: Effects on digestive and absorptive processes. Aquaculture, 434, 121-128.
- Glencross, B.D., 2009. Exploring the nutritional demand for essential fatty acids by aquaculture species. Reviews in Aquaculture, 1(2), 71-124.
- Góra, J., Lis, A., Kula, J., Staniszevska, M., Wołoszyn, A., 2002. Chemical composition variability of essential oils in the ontogenesis of some plants. Flavour and Fragrance Journal, 17(6), 445-451.

- Grisdale-Helland, B., Helland, S.J., 1997. Replacement of protein by fat and carbohydrate in diets for Atlantic salmon (*Salmo salar*) at the end of the freshwater stage. *Aquaculture*, 152(1-4), 167-180.
- Guerreiro, I., Peres, H., Castro, C., Pérez-Jiménez, A., Castro-Cunha, M., Oliva-Teles, A., 2014. Water temperature does not affect protein sparing by dietary carbohydrate in Senegalese sole (*Solea senegalensis*) juveniles. *Aquaculture Research*, 45(2), 289-298.
- Gultepe, N., Salnur, S., Hoşsu, B., Hisar, O., 2011. Dietary supplementation with Mannan oligosaccharides (MOS) from Bio-Mos enhances growth parameters and digestive capacity of gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Aquaculture Nutrition*, 17(5), 482-487.
- Gupta, M. V., Acosta, B. O., 2004. From drawing board to dining table: the success story of the GIFT project. *NAGA, WorldFish Center Quarterly*, 27(3-4), 4-14.
- Haghighi, M., Rohani, M.S., 2013. The effects of powdered ginger (*Zingiber officinale*) on the haematological and immunological parameters of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Journal of medicinal Plant and Herbal therapy research*, 1(1), 8-12.
- Hassaan, M.S., Soltan, M.A., 2016. Evaluation of essential oil of fennel and garlic separately or combined with *Bacillus licheniformis* on the growth, feeding behaviour, hemato-biochemical indices of *Oreochromis niloticus* (L.) fry. *J. Aquac. Res. Dev*, 7, 422-429.
- Hassanin, M., Hakim, Y., Badawi, M., 2014. Dietary effect of ginger (*Zingiber officinale* roscoe) on growth performance, immune response of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and disease resistance against *Aeromonas hydrophila*. *Abbassa Int. J. Aqua*, 7, 35-52.
- Hayashi, C., 1995. Breves considerações sobre as tilápias. In: Ribeiro, R.P., Hayashi, C., Furuya, W. M. (Eds.) *Curso de piscicultura – Criação racional de tilápias*. p.4.
- Hidalgo, M.C., Urea, E., Sanz, A., 1999. Comparative study of digestive enzymes in fish with different nutritional habits. Proteolytic and amylase activities. *Aquaculture*, 170(3-4), 267-283.
- Hofer, R., Sturmbauer, C., 1985. Inhibition of trout and carp  $\alpha$ -amylase by wheat. *Aquaculture*, 48(3-4), 277-283.

- Honorato, C.A., Almeida, L.C., Nunes, C.S., Carneiro, D. J., Moraes, G., 2010. Effects of processing on physical characteristics of diets with distinct levels of carbohydrates and lipids: the outcomes on the growth of pacu (*Piaractus mesopotamicus*). *Aquaculture Nutrition*, 16(1), 91-99.
- Hung, L.T., Binh, V.T.T., Thanh Truc, N.T., Tham, L.H., Ngoc Tran, T., 2017. Effects of dietary protein and lipid levels on growth, feed utilization and body composition in red-tailed catfish juveniles (*Hemibagrus wyckioides*, Chau & Fang 1949). *Aquaculture Nutrition*, 23(2), 367-374.
- IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 2016. Produção da Pecuária Municipal, Brasil, v.44, p.1-53.
- Incharoen, T., Yamauchi, K., Thongwittaya, N., 2010. Intestinal villus histological alterations in broilers fed dietary dried fermented ginger. *Journal of animal physiology and animal nutrition*, 94(5), e130-e137.
- Iqbal, Z., Nadeem, Q.K., Khan, M.N., Akhtar, M.S., Waraich, F.N., 2001. In vitro anthelmintic activity of *Allium sativum*, *Zingiber officinale*, *Curcubita mexicana* and *Ficus religiosa*. *International Journal of Agriculture and Biology*, 3(4), 454-457.
- Jauncey, K., 1982. The effects of varying dietary protein level on the growth, food conversion, protein utilization and body composition of juvenile tilapias (*Sarotherodon mossambicus*). *Aquaculture*, 27(1), 43-54.
- Kamalam, B.S., 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.
- Kanashiro, M.Y., 2015. Avaliação do óleo de orégano em dietas para lambaris-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*) em diferentes densidades de estocagem. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal). Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Minas Gerais.
- Kazeem, M.I., Akanji, M.A., Yakubu, M.T., Ashafa, A.O.T., 2013. Protective effect of free and bound polyphenol extracts from ginger (*Zingiber officinale* Roscoe) on the hepatic antioxidant and some carbohydrate metabolizing enzymes of streptozotocin-induced diabetic rats. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2013, Article ID 935486, 7p.

- Kim, L.O., Lee, S.M., 2005. Effects of the dietary protein and lipid levels on growth and body composition of bagrid catfish, *Pseudobagrus fulvidraco*. *Aquaculture*, 243(1-4), 323-329.
- Koch, J.F.A., Esperancini, M.S.T., Barros, M.M., De Carvalho, P.L.P.F., Junior, A.C.F., Teixeira, C.P., Pezzato, L.E., 2014. Avaliação econômica da alimentação de tilápias em tanques-rede com níveis de proteína e energia digestíveis. *Boletim Do Instituto De Pesca*, 40(4), 605-616.
- Krogdahl, A., Hemre, G.I., Mommsen, T.P., 2005. Carbohydrates in fish nutrition: digestion and absorption in postlarval stages. *Aquaculture Nutrition*, 11, 103–122.
- Krogdahl, Å., Sundby, A., Olli, J.J., 2004. Atlantic salmon (*Salmo salar*) and rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) digest and metabolize nutrients differently. Effects of water salinity and dietary starch level. *Aquaculture*, 229(1-4), 335-360.
- Kumar, S., Sahu, N.P., Pal, A.K., Choudhury, D., Mukherjee, S.C., 2006. Studies on digestibility and digestive enzyme activities in *Labeo rohita* (Hamilton) juveniles: effect of microbial  $\alpha$ -amylase supplementation in non-gelatinized or gelatinized corn-based diet at two protein levels. *Fish Physiology and Biochemistry*, 32(3), 209-220.
- Kumar, S., Sahu, N.P., Pal, A.K., Sagar, V., Sinha, A.K., Baruah, K., 2009. Modulation of key metabolic enzyme of *Labeo rohita* (Hamilton) juvenile: effect of dietary starch type, protein level and exogenous  $\alpha$ -amylase in the diet. *Fish physiology and biochemistry*, 35(2), 301-315.
- Li, J.N., Xu, Q.Y., Wang, C.A., Wang, L.S., Zhao, Z.G., Luo, L., 2016. Effects of dietary glucose and starch levels on the growth, haematological indices and hepatic hexokinase and glucokinase mRNA expression of juvenile mirror carp (*Cyprinus carpio*). *Aquaculture nutrition*, 22(3), 550-558.
- Li, X., Jiang, Y., Liu, W., Ge, X., 2012. Protein-sparing effect of dietary lipid in practical diets for blunt snout bream (*Megalobrama amblycephala*) fingerlings: effects on digestive and metabolic responses. *Fish physiology and biochemistry*, 38(2), 529-541.
- Lin, H., Romsos, D.R., Tack, P.I., Leveille, G.A., 1978. Determination of glucose utilization in coho salmon [*Oncorhynchus kisutch* (Walbaum)] with (6-all) - and (u-1gC)-glucose. *Comp Biochem Physiol* 59A: 189-191.
- Liu, X., Mai, K., Liufu, Z., Ai, Q., 2014a. Effects of Dietary Protein and Lipid Levels on Growth, Nutrient Utilization, and the Whole-body Composition of Turbot,

- Scophthalmus maximus*, Linnaeus 1758, at Different Growth Stages. Journal of the World Aquaculture Society, 45(4), 355-366.
- Liu, X.H., Ye, C.X., Ye, J.D., Shen, B.D., Wang, C.Y., Wang, A.L., 2014b. Effects of dietary amylose/amylopectin ratio on growth performance, feed utilization, digestive enzymes, and postprandial metabolic responses in juvenile obscure puffer *Takifugu obscurus*. Fish physiology and biochemistry, 40(5), 1423-1436.
- Meurer, F., Hayashi, C., Boscolo, W.R., Soares, C.M., 2002. Lipídeos na alimentação de alevinos revertidos de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus* L.). Revista Brasileira de Zootecnia, 31(2), 566-573.
- Mohamed, A.B., Al-Rubae, M.A., Jalil, A.Q., 2012. Effect of ginger (*Zingiber officinale*) on performance and blood serum parameters of broiler. International Journal of Poultry Science, 11(2), 143-146.
- Mohanta, K.N., Mohanty, S.N., Jena, J.K., 2007. Protein-sparing effect of carbohydrate in silver barb, *Puntius gonionotus* fry. Aquaculture Nutrition, 13(4), 311-317.
- Mohapatra, S., Chakraborty, T., Prusty, A.K., Das, P., Paniprasad, K., Mohanta, K.N., 2012. Use of different microbial probiotics in the diet of rohu, *Labeo rohita* fingerlings: effects on growth, nutrient digestibility and retention, digestive enzyme activities and intestinal microflora. Aquaculture Nutrition, 18(1), 1-11.
- Moon, T.W., 2001. Review: Glucose intolerance in teleost fish: fact or fiction?. Comparative Biochemistry and Physiology Part B, 129, 243-249.
- Moro, G.V., Silva, T.S.C., Cyrino, J.E.P., 2017. Feed processing affected the digestibility of carbohydrate sources for dourado *Salminus brasiliensis*. Aquaculture Nutrition, 23(1), 40-45.
- Msangi, S., Kobayashi, M., Batka, M., Vannuccini, S., Dey, M. M., Anderson, J. L., 2013. Fish to 2030: prospects for fisheries and aquaculture. World Bank Report, (83177-GLB), 102p.
- Nayak, S.K., 2010. Probiotics and immunity: a fish perspective. Fish & shellfish immunology, 29(1), 2-14.
- Nelson, D.L., Cox, M. M., 2011. Carboidratos e glicobiologia, in: Nelson, D. L., Cox, M. M. (Eds), Princípios de Bioquímica de Lehninger. 5ª. Ed. Artmed, Porto. Alegre – RS, pp. 235-270.

- Neves, I.G.A.A., 2017. Potencial do óleo de orégano como atenuador dos danos causados pelo arsênio em lambaris-do-rabo-amarelo, *Astyanax aff. bimaculatus*. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal). Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Minas Gerais.
- Ng, W.K., Hanim, R., 2007. Performance of genetically improved Nile tilapia compared with red hybrid tilapia fed diets containing two protein levels. *Aquaculture Research*, 38(9), 965-972.
- Nile, S.H., Park, S.W., 2015. Chromatographic analysis, antioxidant, anti-inflammatory, and xanthine oxidase inhibitory activities of ginger extracts and its reference compounds. *Industrial Crops and Products*, 70, 238-244.
- NRC - National Research Council, 2011. Nutrient requirements of fish and shrimp. National academies press.
- Nya, E.J., Austin, B., 2009. Use of dietary ginger, *Zingiber officinale* Roscoe, as an immunostimulant to control *Aeromonas hydrophila* infections in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). *Journal of Fish Diseases*, 32(11), 971-977.
- Oliva-Teles, A., 2012. Nutrition and health of aquaculture fish. *Journal of Fish Diseases*, 35(2), 83-108.
- Onu, P.N., Aja, P.M., 2011. Growth performance and haematological indices of weaned rabbits fed garlic (*Allium sativum*) and ginger (*Zingiber officinale*) supplemented diets. *International Journal of Food, Agriculture and Veterinary Sciences*, 1(1), 51-59.
- Ovie, S.O., Sadiku, S.O.E., Ovie, S.I., 2005. Protein-sparing activity of lipid and carbohydrate in the Giant African Mudfish, *H. longifilis* diets. *Journal of Applied Sciences and Environmental Management*, 9(3), 108-112.
- Palmer, T.N., Ryman, B.E., 1972. Studies of oral glucose intolerance in fish. *J. Fish. Biol.* 4, 311-319.
- Pedron, F.A., Neto, J.R., Silva, L.P., Bergamin, G.T., Maschio, D., Martinelli, S.G., DellaFlora, M.A., Corrêia, V., 2011. Crescimento de juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*) com diferentes proporções de amilose:amilopectina na dieta. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 63(5), 1200-1207.

- Pezzato, L.E., Barros, M.M., Furuya, W.M., 2009. Valor nutritivo dos alimentos utilizados na formulação de rações para peixes tropicais. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 38, 43-51.
- Pilkis, S.J., Granner, D.K., 1992. Molecular physiology of the regulation of hepatic gluconeogenesis and glycolysis. *Annu Rev Physiol*, 54, 885–909.
- Platel, K., Srinivasan, K., 2000. Influence of dietary spices and their active principles on pancreatic digestive enzymes in albino rats. *Molecular Nutrition & Food Research*, 44(1), 42-46.
- Platel, K., Srinivasan, K., 2004. Digestive stimulant action of spices: a myth or reality?. *Indian Journal of Medical Research*, 119(5), 167.
- Polakof, S., Panserat, S., Soengas, J.L., Moon, T.W., 2012. Glucose metabolism in fish: a review. *J Comp Physiol B*, 182, p.1015–1045.
- Popma, T., Masser, M., 1999. Tilapia, life history and biology. Southern Regional Aquaculture Center (SRAC) Publication. United States Department of Agriculture. n. 283. 4p.
- Qiang, J., Yang, H., Ma, X.Y., He, J., Wang, H., Kpundeh, M.D., Xu, P., 2016. Comparative studies on endocrine status and gene expression of hepatic carbohydrate metabolic enzymes in juvenile GIFT tilapia (*Oreochromis niloticus*) fed high-carbohydrate diets. *Aquaculture research*, 47(3), 758-768.
- Rahman, M.L., Salam, M.A., Ahsan, M.E., 2017. Protein-Sparing ability of carbohydrates from different sources in diets for fry of stinging Catfish *Heteropneustes fossilis*. *Sains Malaysiana*, 46(2), 239-244.
- Ravindran, P. N., Babu, K. N. (Eds.), 2004. Ginger: the genus *Zingiber*. CRC press, United States of America.
- Rawles, S., Lochmann, R., 2003. Effects of amylopectin/amylose starch ratio on growth, body composition and glycemic response of sunshine bass *Morone chrysops* x *M. saxatilis*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 34(3), 278-288.
- Ray, A. K., Ghosh, K., Ringø, E., 2012. Enzyme-producing bacteria isolated from fish gut: a review. *Aquaculture Nutrition*, 18(5), 465-492.

- Reis, E.S., Feiden, A., Boscolo, W.R., de Freitas, J.M.A., Zaminhan, M., Mahl, I., 2012. Processamento da ração no desempenho de juvenis de jundiá (*Rhamdia voulezi*) cultivados em tanques-rede. *Ciência Animal Brasileira*, 13(2), 205-212.
- Ren, M., Ai, Q., Mai, K., Ma, H., 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. *Aquaculture Research*, 42(10), 1467-1475.
- Reshkin, S. J., Ahearn, G.A., 1987. Intestinal glucose transport and salinity adaptation in a euryhaline teleost. *American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 252(3), R567-R578.
- Ridha, M.T., 2006. Comparative study of growth performance of three strains of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, L. at two stocking densities. *Aquaculture Research*, 37(2), 172-179.
- Ringo, E., Olsen, R.E., Gifstad, T.Ø., Dalmo, R.A., Amlund, H., Hemre, G.I., Bakke, A.M., 2010. Prebiotics in aquaculture: a review. *Aquaculture Nutrition*, 16(2), 117-136.
- Sabapathy, U., Teo, L.H., 1993. A quantitative study of some digestive enzymes in the rabbitfish, *Siganus canaliculatus* and the sea bass, *Lates calcarifer*. *Journal of Fish Biology*, 42(4), 595-602.
- Shaluei, F., Nematollahi, A., Naderi-Farsani, H.R., Rahimi, R., Kaboutari Katadj, J., 2017. Effect of ethanolic extract of *Zingiber officinale* on growth performance and mucosal immune responses in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture Nutrition*, 23(4), 814-821.
- Shapawi, R., Ebi, I., Yong, A.S.K., Ng, W.K., 2014. Optimizing the growth performance of brown-marbled grouper, *Epinephelus fuscoguttatus* (Forsk.), by varying the proportion of dietary protein and lipid levels. *Animal Feed Science and Technology*, 191, 98-105.
- Shcherbina, M.A., Shcherbina, T.V., Kazlauskene, O.P., 1977. Amylase activity and rate of carbohydrate resorption with the introduction of various amounts of fat into the diet of the carp, *Cyprinus carpio*. *J. Ichthyol.*, 17: 327-331.

- Shiau, S.Y., Chen, M.J., 1993. Carbohydrate utilization by tilapia (*Oreochromis niloticus* x *O. aureus*) as influenced by different chromium sources. *The Journal of nutrition*, 123(10), 1747-1753.
- Souza, C.D.F., Salbego, J., Gressler, L.T., Golombieski, J.I., Ferst, J.G., Cunha, M.A., Heinzmann, B.M., Caron, B.O., Glanzner, W.G., Gonçalves, P.B.D., Baldisserotto, B., 2015. *Rhamdia quelen* (Quoy & Gaimard, 1824), submitted to a stressful condition: effect of dietary addition of the essential oil of *Lippia alba* on metabolism, osmoregulation and endocrinology. *Neotropical Ichthyology*, 13(4), 707-714.
- Steffens, W., 1996. Protein sparing effect and nutritive significance of lipid supplementation in carp diets. *Archives of Animal Nutrition*, 49(1), 93-98.
- Sukumaran, V., Park, S.C., Giri, S.S., 2016. Role of dietary ginger *Zingiber officinale* in improving growth performances and immune functions of *Labeo rohita* fingerlings. *Fish & shellfish immunology*, 57, 362-370.
- Sutuli, F.J., Gatlin, D.M., Heinzmann, B.M., Baldisserotto, B., 2017. Plant essential oils as fish diet additives: benefits on fish health and stability in feed. *Reviews in Aquaculture*, 0, 1–11.
- Svihus, B., Uhlen, A.K., Harstad, O.M., 2005. Effect of starch granule structure, associated components and processing on nutritive value of cereal starch: A review. *Animal Feed Science and Technology*, 122(3-4), 303-320.
- Talpur, A.D., Ikhwanuddin, M., Bolong, A.M.A., 2013. Nutritional effects of ginger (*Zingiber officinale* Roscoe) on immune response of Asian sea bass, *Lates calcarifer* (Bloch) and disease resistance against *Vibrio harveyi*. *Aquaculture*, 400, 46-52.
- Tan, Q., Xie, S., Zhu, X., Lei, W., Yang, Y., 2006. Effect of dietary carbohydrate sources on growth performance and utilization for gibel carp (*Carassius auratus gibelio*) and Chinese longsnout catfish (*Leiocassis longirostris Günther*). *Aquaculture Nutrition*, 12(1), 61-70.
- Thorpe, A., Ince, B.W., 1974. The effects of pancreatic hormones, catecholamines and glucose loading on blood metabolites in the northern pike (*Esox lucius* L.). *Gen. Comp. Endocrinol.*, 23, 29-44.
- Tongnuanchan, P., Benjakul, S., 2014. Essential oils: extraction, bioactivities, and their uses for food preservation. *Journal of food science*, 79(7), R1231-R1249.

- Voet, D., Voet, J.G., 2013. Açúcares e Polissacarídeos, in: Voet, D., Voet, J.G. (Eds.), Bioquímica. 4º ed. Artmed, Porto Alegre – RS, pp.359- 385.
- Wang, H., Ng, T.B., 2005. An antifungal protein from ginger rhizomes. Biochemical and Biophysical Research Communications, 336(1), 100-104.
- 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.
- Wu, X., Gatlin III, D.M., 2014. Effects of altering dietary protein content in morning and evening feedings on growth and ammonia excretion of red drum (*Sciaenops ocellatus*). Aquaculture, 434, 33-37.
- Yamamoto, T., Shima, T., Furuita, H., Sugita, T., Suzuki, N., 2007. Effects of feeding time, water temperature, feeding frequency and dietary composition on apparent nutrient digestibility in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* and common carp *Cyprinus carpio*. Fisheries science, 73(1), 161-170.
- Zeppenfeld, C.C., Hernández, D.R., Santinón, J.J., Heinzmann, B.M., Cunha, M.A., Schmidt, D., Baldisserotto, B., 2016. Essential oil of *Aloysia triphylla* as feed additive promotes growth of silver catfish (*Rhamdia quelen*). Aquaculture nutrition, 22(4), 933-940.
- Zeppenfeld, C.C., Saccol, E.M.H., Pês, T.S., Salbego, J., Koakoski, G., Dos Santos, A. C., Heinzmann, B.M., Da Cunha, M.A., Barcellos, L.J.G., Pavanato, M.A., Caron, B.O., Baldisserotto, B., 2017. *Aloysia triphylla* essential oil as food additive for *Rhamdia quelen* – Stress and antioxidant parameters. Aquaculture Nutrition, 23(6), 1362-1367.
- Zhang, G.F., Yang, Z.B., Wang, Y., Yang, W.R., Jiang, S.Z., Gai, G.S., 2009. Effects of ginger root (*Zingiber officinale*) processed to different particle sizes on growth performance, antioxidant status, and serum metabolites of broiler chickens. Poultry science, 88(10), 2159-2166.
- Zhao, H.X., Cao, J.M., Liu, X.H., Zhu, X., Chen, S.C., Lan, H.B., Wang, A.L., 2011. Effect of supplemental dietary zinc sources on the growth and carbohydrate utilization of tilapia Smith 1840, *Oreochromis niloticus* x *Oreochromis aureus*. Aquaculture nutrition, 17(1), 64-72.

Zhenyan, C., Jinghui, L., Baolong, Z., Zhenzhen, F., Jinhui, S., Dongqing, B., Jinsheng, S., Xiuting, Q., 2017. Verification of protein sparing by feeding carbohydrate to common carp *Cyprinus carpio*. Chinese Journal of Oceanology and Limnology, 35(2), 251-257.

Zhou, H.L., Deng, Y.M., Xie, Q.M., 2006. The modulatory effects of the volatile oil of ginger on the cellular immune response in vitro and in vivo in mice. Journal of ethnopharmacology, 105(1-2), 301-305.

## **CAPÍTULO 2**

Eficiência de utilização do amido de milho pela tilápia do Nilo alimentada com diferentes níveis de óleo de gengibre, *Zingiber officinale*

Artigo redigido com base nas normas do periódico *Aquaculture*.

Eficiência de utilização do amido de milho pela tilápia do Nilo alimentada com diferentes níveis de óleo de gengibre, *Zingiber officinale*

**RESUMO**

Com o presente estudo objetivou-se avaliar a eficiência de utilização do amido de milho por juvenis de tilápia do Nilo alimentados com diferentes níveis de óleo de gengibre. Foi utilizado esquema fatorial 3 x 4 em delineamento em blocos casualizados com três níveis de inclusão de amido de milho (300, 400 e 500 g kg<sup>-1</sup>), quatro níveis de óleo de gengibre, *Zingiber officinale* (0,00; 0,57; 1,14 e 2,27 ml kg<sup>-1</sup>) e quatro repetições. Houve interação significativa entre os níveis de amido de milho e óleo de gengibre para comprimento final, ganho de peso, área de absorção intestinal e matéria seca da carcaça. Nas concentrações de 0,00, 0,57 e 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre houve efeito quadrático do amido sobre o crescimento dos peixes, com valores estimados que maximizam o ganho de peso e o comprimento final entre 323 – 364 g kg<sup>-1</sup> de amido. A suplementação de 1 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre melhorou o crescimento dos peixes alimentados com 300 g kg<sup>-1</sup> de amido. Para os níveis 0,57, 1,14 e 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre observou-se efeito quadrático do amido sobre a matéria seca da carcaça, com valores estimados que maximizam esta variável iguais a 419, 369 e 374 g kg<sup>-1</sup> de amido, respectivamente. Na concentração de 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de gengibre observou-se efeito quadrático do amido sobre a área de superfície de absorção intestinal, com valor estimado que maximiza esta variável igual a 401 g kg<sup>-1</sup> de amido. Houve efeito linear crescente do óleo de gengibre sobre a área de superfície de absorção intestinal apenas para os peixes alimentados com 400 g kg<sup>-1</sup> de amido. A suplementação com aproximadamente 350 g kg<sup>-1</sup> de amido promoveu melhor consumo de ração, conversão alimentar, taxa de crescimento específico e eficiência de retenção proteica na carcaça. Observou-se efeito quadrático do amido sobre o extrato etéreo da carcaça, glicose sanguínea, glicogênio hepático e muscular. O aumento nos níveis de amido não influenciou a atividade das enzimas digestivas e diminuiu a atividade da alanina aminotransferase. O efeito do amido na matéria seca da carcaça apenas na presença de óleo de gengibre indica que este melhorou a eficiência de utilização do amido. Entretanto, tal efeito não foi observado para outras importantes variáveis de crescimento. Dessa forma, recomenda-se a utilização de 1 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre e de 350 a 400 g kg<sup>-1</sup> de amido em dietas para juvenis de tilápia do Nilo.

Palavras-chave: carboidrato, extrato vegetal, metabolismo energético, promotor de crescimento

## 1. INTRODUÇÃO

A alimentação de peixes em sistemas intensivos de produção é feita exclusivamente com rações completas e balanceadas, e pode representar até 70% dos custos totais de produção (Furlaneto et al., 2010), sendo os ingredientes proteicos os mais onerosos da ração (Koch et al., 2014). Diante disso, a utilização de ingredientes energéticos não proteicos, como lipídeos e carboidratos, pode reduzir o custo da ração devido a menor utilização da fração proteica como fonte energética (Ovie et al., 2005; García-Meilán et al., 2014; Zhenyan et al., 2017). Este efeito se dá principalmente pela suplementação de lipídeos na dieta, uma vez que apresentam alta densidade energética e são prontamente metabolizáveis pelos peixes (NRC, 2011). Porém, os carboidratos são fontes energéticas de baixo custo, que também podem promover o efeito poupador de proteína (Shiau & Chen, 1993; Mohanta et al., 2007; Guerreiro et al., 2014; Rahman et al., 2017; Zhenyan et al., 2017) de forma menos onerosa que a suplementação de lipídeos. Dentre os diversos tipos de carboidratos, o amido é um dos principais polissacarídeos utilizados em dietas para peixes, por ser fonte de energia de baixo custo e possuir boa disponibilidade no mercado.

A capacidade de utilização dos carboidratos pelos peixes como fonte de energia é menor do que a de outros animais domésticos (Lin et al., 1978; Wilson, 1994). Dentre as alternativas para melhorar a eficiência de utilização de carboidratos pelos peixes destacam-se o processamento da dieta (Cheng & Hardy, 2003; Honorato et al., 2010; Moro et al., 2017), suplementação com enzimas exógenas (Kumar et al., 2006; Castillo & Gatlin, 2015), suplementação com cromo (Shiau & Lin, 1993) e o uso de extratos vegetais.

Dentre os extratos vegetais com potencial para melhorar a eficiência de utilização dos nutrientes destaca-se o gengibre, *Zingiber officinale*, em função de seus efeitos estimulantes sobre as enzimas digestivas (Platel & Srinivasan, 2000) e na capacidade de absorção dos nutrientes (Incharoen et al., 2010). O gengibre também pode melhorar a utilização dos carboidratos por meio da modulação da atividade de enzimas envolvidas no metabolismo energético e homeostase da glicose sanguínea (Akhani et al., 2004; Kazeem et al., 2013; Talpur et al., 2013). O uso do gengibre em dietas para animais domésticos tem mostrado efeitos positivos na eficiência de utilização dos nutrientes e no crescimento em truta arco-íris (Nya & Austin, 2009; Shaluei et al., 2017), perca gigante, (Talpur et al., 2013), tilápia (Hassanin et al., 2014), frangos de corte (Mohamed et al., 2012; Barazesh et al., 2013) e coelhos (Onu & Aja, 2011). Além disso, o gengibre também

apresenta as propriedades anti-inflamatória, antioxidante (Nile & Park, 2015), imunomoduladora (Zhou et al., 2006), antibacteriana (Ekwenye & Elegalam, 2005), antifúngica (Wang & Ng, 2005), antiviral (Chang et al., 2013) e anti-helmíntica (Iqbal et al., 2001), o que aumenta seu potencial para ser utilizado como aditivo em dietas para peixes. Portanto, objetivou-se avaliar a eficiência de utilização do amido de milho por juvenis de tilápia do Nilo alimentados com diferentes níveis de óleo de gengibre.

## 2. MATERIAL E MÉTODOS

Este estudo foi aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais de Produção da Universidade Federal de Viçosa (CEUAP/UFV), protocolo n° 054/2016 (Anexo I), estando de acordo com os princípios éticos da experimentação animal, estabelecido pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA) e com a legislação vigente.

### 2.1. Animais, dietas e condições experimentais

O experimento foi realizado no Laboratório de Nutrição de Peixes do Setor de Piscicultura do Departamento de Biologia Animal da UFV. Foi utilizado esquema fatorial 3 x 4 em delineamento em blocos casualizados, onde foram avaliados três níveis de inclusão de amido de milho (300, 400 e 500 g kg<sup>-1</sup>), quatro níveis de óleo de gengibre, *Zingiber officinale* (0,00; 0,57; 1,14 e 2,27 ml kg<sup>-1</sup>) e quatro repetições por tratamento. Os blocos foram constituídos por duas classes de peso inicial (0,64 ± 0,06g no bloco 1 e 0,90 ± 0,07g no bloco 2). As dietas foram formuladas para conter 26,81% de proteína digestível e 3.000 kcal kg<sup>-1</sup> de energia digestível, com base nas exigências nutricionais da tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*, segundo Furuya et al. (2010) (Tabela 1). O óleo essencial de gengibre (LASZLO<sup>®</sup>, Tabela 2) foi adicionado às dietas em substituição ao inerte caulim.

Na preparação das dietas, o óleo de gengibre foi previamente misturado com óleo de soja e então misturado aos demais ingredientes. A mistura foi homogeneizada, umedecida, peletizada, seca em estufa de ventilação forçada (30°C por 48 h), triturada, peneirada até a obtenção de péletes de tamanho adequado à boca dos peixes nas diferentes fases de desenvolvimento (0,5; 0,9; e 1,5 mm) e estocada em freezer a - 20°C. A análise da composição química das dietas experimentais foi realizada no Laboratório de Nutrição Animal do Departamento de Zootecnia da UFV. Foram analisados os teores de matéria

seca, proteína bruta, extrato etéreo, energia bruta e matéria mineral segundo Detmann et al. (2012).

Juvenis de tilápia do Nilo, variedade GIFT foram mantidos em 48 aquários (sendo 24 unidades experimentais por bloco) contendo 60 litros de água, em sistema de recirculação com taxa de renovação da água de 0,7 litros min<sup>-1</sup>, dotados de aeração, filtros mecânico, biológico e ultra violeta, temperatura controlada por aquecedor e termostato (27°C) e densidade de estocagem de 15 peixes aquário<sup>-1</sup> (0,25 peixes L<sup>-1</sup> de água). O laboratório foi mantido em fotoperíodo de 12 h luz.

Os peixes foram alimentados até a saciedade aparente quatro vezes ao dia. Quinzenalmente, foram avaliadas as seguintes variáveis de qualidade da água: oxigênio dissolvido por meio de oxímetro digital, pH por meio peagâmetro digital, nitrito e amônia total por meio de kits colorimétricos. A amônia tóxica foi calculada com base na expressão: amônia tóxica = amônia total/(1+10<sup>((0,0902-pH)+(2730/(273,2+temperatura)))</sup>). Estas variáveis mantiveram-se ao longo de todo o período experimental dentro dos limites adequados para o cultivo de tilápia do Nilo segundo Popma & Masser (1999), com valores médios (± desvio padrão) de oxigênio dissolvido de 5,72 ± 0,09 mg L<sup>-1</sup>, pH de 6,15 ± 0,03, temperatura 27 °C, nitrito de 0,00 mg L<sup>-1</sup> e amônia tóxica de 0,00079 ± 0,000078 mg L<sup>-1</sup>.

**Tabela 1:** Formulação e composição química das dietas sem gengibre e com diferentes níveis de amido de milho.

Ingredientes	Níveis de amido de milho (g kg <sup>-1</sup> )		
	300	400	500
Farelo soja	489,00	277,00	65,70
Glúten de trigo	95,40	202,00	307,80
Amido milho	300,00	400,00	500,00
Caulim	12,40	12,00	12,10
Celulose	8,00	25,00	42,30
L – Lisina	3,30	8,10	12,80
DL – Metionina	2,80	1,70	0,60
Óleo soja	44,50	30,00	15,00
Fosfato bicálcico	34,20	30,00	26,30
Calcário	2,70	6,50	9,70
Sal comum	2,50	2,50	2,50
Suplemento vitamínico e mineral <sup>1</sup>	5,00	5,00	5,00
BHT <sup>2</sup>	0,20	0,20	0,20
<b>Composição química das rações</b>			
Matéria seca (g kg <sup>-1</sup> )	906,00	899,90	894,30
Energia bruta (kcal kg <sup>-1</sup> )	3.132,15	3.365,64	3.353,87
Proteína bruta (g kg <sup>-1</sup> da MS)	325,10	297,20	291,00
Extrato etéreo (g kg <sup>-1</sup> da MS)	56,60	38,20	15,10
Fibra bruta <sup>3</sup> (g kg <sup>-1</sup> )	36,30	36,00	36,10
Matéria mineral (g kg <sup>-1</sup> da MS)	79,80	63,90	48,30
Cálcio total <sup>3</sup> (g kg <sup>-1</sup> )	10,70	10,70	10,50
Fósforo disponível <sup>4</sup> (g kg <sup>-1</sup> )	6,50	6,50	6,70

<sup>1</sup> Níveis de garantia por quilograma do produto: Vit. A, 1.200.000 UI ; Vit. D3 ; 200.000 UI ; Vit. E, 12.000 mg ; Vit. K3, 2.400 mg ; Vit. B1, 4.800 mg ; Vit. B2, 4.800 mg ; Vit. B6, 4.000 mg ; Vit. B12, 4.800 mg ; Ac. Fólico, 1.200 mg ; Pantotenato Ca, 12.000 mg ; Vit. C, 48.000 mg ; Biotina, 48 mg ; Colina, 65.000 mg ; Niacina, 24.000 mg ; Ferro, 10.000 mg ; Cobre, 6.000 mg ; Manganês, 4.000 mg ; Zinco, 6.000 mg ; Iodo, 20 mg ; Cobalto, 2 mg ; Selênio, 20 mg ;

<sup>2</sup> Butil hidroxi tolueno (antioxidante);

<sup>3</sup>Valores calculados de acordo com a composição química dos alimentos apresentada por Rostagno et al. (2011);

<sup>4</sup> Valores calculados para tilápia do Nilo conforme Miranda et al. (2000).

**Tabela 2:** Composição química do óleo de gengibre fornecida pelo fabricante (LASZLO®).

Constituinte	g kg <sup>-1</sup>
Zingibereno	318,0
β-sesquifelandreno	130,0
ar-curcumeno	124,0
Canfeno	83,0
α-farneseno	77,0
Limoneno	76,0
β-bisaboleno	37,0
α-pineno	25,0
Germacreno d	18,0
1,8-cineol	15,0
Mirceno	13,0
α-muuroleno	12,0
Geranila acetato	9,0
β-cariofileno	5,0
Sabineno, octenal e careno	4,0
α-terpineno	3,0
α-thujeno	2,0
p-cimeno	1,0

Método de análise: cromatografia gasosa de alta resolução. Coluna: HP1 25m x 0,25mm (HP). Temperaturas: Coluna: 40°C (3min), 3°C /min, até 150°C. Injetor: 250°C Split: 1/200. Detector FID: 250°C. Volume de injeção: 1 ul (concentração de 0,5% em hexano). Picos menores que 0,1% foram excluídos.

## 2.2. Desempenho produtivo

Ao final de 53 dias de experimento, os peixes foram contados, individualmente pesados e medidos o comprimento padrão para os cálculos das seguintes variáveis de desempenho produtivo:

Taxa de sobrevivência (TS) = (número final de peixes/número inicial de peixes) x 100;

Ganho em peso (GP) = peso final – peso inicial;

Consumo de ração aparente (CR) = peso da ração inicial – peso da ração final;

Conversão alimentar (CA) = CR / GP;

Consumo estimado de amido (CAM) utilizando a seguinte expressão:

$$CAM = \frac{CR \times \text{teor de amido na dieta}}{1000}$$

Taxa de crescimento específico (TCE) utilizando, a equação proposta por Ricker (1979), apresentada a seguir:

$$TCE = \frac{\ln PF(g) - \ln PI(g)}{\text{tempo}(dias)} \times 100,$$

em que: PI = peso inicial médio dos peixes (g) e PF = peso final médio dos peixes (g);

Taxa de eficiência proteica (TEP) e eficiência de retenção proteica (ERP) utilizando as equações propostas por Jauncey & Ross (1982), apresentadas a seguir:

$$TEP = \frac{GP}{CP},$$

em que: GP = ganho de peso (g) e CP = consumo de proteína (g) calculado de acordo com a expressão  $CP = CR \times \% \text{ proteína bruta na dieta}$ ;

$$ERP = \frac{PBf.Pf - PBi.Pi}{CP} \times 100,$$

em que: PBf = proteína bruta da carcaça ao final do experimento (%); Pf = peso final (g); PBi = proteína bruta da carcaça no início do experimento (%); Pi = peso inicial (g) e CP = consumo de proteína (g);

Rendimento de carcaça (RC) = (peso da carcaça / peso vivo) x 100;

Índice hepatossomático (IHS) = (peso do fígado / peso vivo) x 100.

### 2.3. Variáveis metabólicas

Foram realizadas dosagens de glicose, triglicerídeos e colesterol sanguíneos, por meio de tiras reagentes em aparelho monitor digital Accutrend® Plus e Accu-Chek Active® (Roche, Brasil). Para a coleta do sangue, três peixes de cada unidade experimental (12 peixes/tratamento) foram eutanasiados com excesso de anestésico (óleo de cravo 400 mg L<sup>-1</sup>) e realizado corte com bisturi junto ao pedúnculo da nadadeira caudal. O sangue foi depositado diretamente nas tiras reagentes.

As análises de glicogênio hepático e muscular foram realizadas no Laboratório de Ecofisiologia de Quirópteros do Departamento de Biologia Animal da UFV. Foram coletadas amostras de fígado (100 mg) e de dois músculos (200 mg cada) de cada unidade experimental. Para a obtenção de 100 mg de amostra de fígado foi realizado um pool de fígado de vários peixes por unidade experimental. Para extração do glicogênio foi utilizada a metodologia proposta por Carroll et al. (1956). O tecido foi dissolvido em 1 ou 2 ml de solução de hidróxido de potássio (KOH 30%) para a extração do glicogênio

hepático e muscular, respectivamente. Posteriormente, foram hidrolisados em banho-maria fervente por uma hora. Ao retirar do banho foram acrescentadas gotas de sulfato de sódio ( $\text{Na}_2\text{SO}_4$ ) e álcool absoluto para tornar a solução alcoólica a 70%. A solução foi centrifugada a 2000 rpm durante 10 minutos e o sobrenadante descartado.

O precipitado foi diluído em água destilada (5 ml para fígado e 10 ml para músculo) e a quantificação do glicogênio realizada pelo método descrito por Carroll et al. (1956) modificado para leitura em microplacas. Para isso, utilizou-se 200 $\mu\text{l}$  da solução obtida na extração e posteriormente adicionados 400 $\mu\text{l}$  de antrona. Todo processo foi realizado em banho de gelo. A solução foi colocada em banho-maria por 10 minutos e posteriormente pipetados 200 $\mu\text{l}$  da solução em microplacas e realizada a leitura em ELISA a 620nm de comprimento de onda. Foram gerados padrões com concentrações conhecidas de glicose e obtidas as expressões matemáticas de regressão linear. A partir dessa equação foi calculada a concentração de glicose das amostras e multiplicado pelo fator de correção de glicose para glicogênio ( $\text{FC} = 0,9$ ). Os resultados foram expressos em mg de glicogênio por 100 mg de tecido (%).

#### *2.4. Atividade das enzimas digestivas*

A atividade das enzimas digestivas protease total, tripsina, amilase e lipase foram realizadas no Laboratório de Enzimologia, Bioquímica de Proteínas e Peptídeos do Instituto de Biotecnologia Aplicada à Agropecuária (BIOAGRO), da UFV. Para avaliar a atividade das enzimas digestivas, dois peixes de cada unidade experimental foram eutanaziados com excesso de anestésico (400 mg  $\text{L}^{-1}$  de óleo de cravo) e coletados os intestinos. O extrato enzimático foi obtido pela maceração dos intestinos com auxílio de um almofariz e pistilo de porcelana, em banhos de nitrogênio líquido. Em seguida, adicionou-se 1 ml de  $\text{HCl } 10^{-3} \text{ M}$  ( $4^\circ\text{C}$ ) para cada 300 mg de tecido e o homogenato centrifugado a 10.000 rpm por 10 minutos, a  $4^\circ\text{C}$ . O sobrenadante foi coletado para determinação da atividade das enzimas digestivas e concentração de proteínas totais.

A concentração das proteínas totais foi determinada conforme metodologia proposta por Bradford (1976), utilizando-se albumina soro bovina (BSA) como proteína padrão. As leituras foram realizadas em ELISA no comprimento de onda de 595 nm.

A atividade das proteases foi determinada segundo o método descrito por Tomarelli et al., (1949) utilizando-se a azocaseína 2% (p/v) como substrato em tampão Tris-HCl 0,1 M, pH 8,0,  $37^\circ\text{C}$ . A mistura reacional continha 50  $\mu\text{l}$  de substrato, 50  $\mu\text{l}$  da solução tampão e 50  $\mu\text{l}$  de extrato enzimático. Para o branco, utilizou-se água destilada em substituição ao extrato enzimático e a reação incubada por 30 minutos a  $37^\circ\text{C}$ . A

reação foi interrompida pela adição de 240 µl de ácido tricloroacético (TCA) 10% (p/v). Após a parada da reação as amostras foram homogeneizadas em vortex e mantidas em repouso no gelo por 15 minutos. Em seguida, foram centrifugados a 10.000 rpm por 5 minutos a 25°C para remoção da proteína precipitada. Uma alíquota de 240 µl do sobrenadante foi transferido para tubos contendo 280 µl de NaOH 1M e posteriormente, a absorbância obtida a 440 nm. Os valores da absorbância (abs) foram divididos pela concentração de proteínas totais para obtenção da atividade específica, expressa em  $\text{abs.mg proteína}^{-1}$ .

A atividade da tripsina foi realizada pelo método descrito por Erlanger et al. (1961), utilizando-se o substrato N-benzoil-L-arginil-p-nitroanilida (L-BApNA) na concentração final de 1,2 mM, em tampão Tris-HCl 0,1 M, pH 8,2 contendo 20 mM de  $\text{CaCl}_2$ . A mistura de reação consistiu de 0,3 ml do substrato, 0,69 ml do tampão e 10 µl do extrato enzimático. O branco foi composto de 0,3 ml do substrato e 0,7 ml do tampão para calibrar o espectrofotômetro. A velocidade de reação foi determinada pela formação do produto p-nitroanilida no comprimento de onda de 410 nm. Para o cálculo da velocidade de reação, utilizou-se a diferença da absorbância final e inicial no tempo de 2,5 minutos e dividido pelo coeficiente de extinção molar de 8800 ( $\text{M}^{-1} \times \text{cm}^{-1}$ ) para o produto. Os valores da velocidade de reação foram divididos pela concentração de proteínas totais para obtenção da atividade específica da tripsina, que foi expressa em  $\mu\text{M.s}^{-1}.\mu\text{g proteína}^{-1}$ .

A atividade da amilase foi determinada utilizando-se o kit enzimático BIOCLIN® baseado na metodologia de Caraway (1959) modificada. A mistura de reação consistiu de 2 µl do extrato enzimático em presença de 0,1 ml de substrato (amido a 0,4 g  $\text{L}^{-1}$  em tampão fosfato 100 mM, pH 7,0), homogeneizada e incubada à 37°C. Após exatamente 7,5 minutos foi adicionado 0,1 ml do reagente de cor (solução estoque de iodo 50 mM) e 0,8 ml de água destilada. A leitura da absorbância foi realizada a 660 nm de comprimento de onda. A atividade total da amilase foi calculada de acordo com a fórmula presente nas instruções de uso do kit. Uma unidade de enzima é a quantidade que hidrolisa totalmente 10 mg de amido em 30 minutos a 37 °C. Os valores da atividade total da amilase foram divididos pela concentração de proteínas totais para obtenção de sua atividade específica. A atividade específica da amilase foi expressa em  $\text{U.dL}^{-1}.\text{mg proteína}^{-1}$ .

A atividade da lipase foi determinada com o kit enzimático BIOCLIN®, segundo a metodologia de Cherry & Crandall (1932) modificada. A mistura de reação consistiu de 180 µl do tampão Tris-HCl 100 mM pH 8,5; 10 µl do extrato enzimático; 10 µl do inibidor enzimático fenilmetil sulfonil fluoreto 8 mM e 20 µl do reagente de cor DTNB (ácido

ditionitrobenzóico) 3 mM com acetato de sódio 100 mM. A mistura foi homogeneizada e aquecida em banho-maria a 37°C por dois minutos. Após isso, foi adicionado 10 µl do substrato tributirato ditiopropanol 20 mM. A etapa seguinte consistiu na homogeneização da mistura e após a incubação por 30 minutos a 37°C em banho-maria, foi adicionado 400 µl de acetona para paralisar a reação. A solução foi centrifugada a 3.500 rpm por cinco minutos a 25°C e a leitura realizada a 410 nm em espectrofotômetro. A atividade total da lipase foi expressa em U.dL<sup>-1</sup> e calculada de acordo com a fórmula presente nas instruções de uso do kit. Para obtenção da atividade específica o valor encontrado foi dividido pela concentração de proteínas totais. A atividade específica da lipase foi expressa em U. dL<sup>-1</sup>.mg proteína<sup>-1</sup>.

### *2.5. Atividade das transaminases*

Para avaliação da atividade das enzimas metabólicas alanina aminotransferase (ALT) e aspartato aminotransferase (AST), os peixes foram eutanaziados com excesso de anestésico (400 mg L<sup>-1</sup> de óleo de cravo) e coletado um pool de fígado (30 mg) de cada unidade experimental. As amostras foram homogeneizadas em tampão fosfato com EDTA 1mM, pH 7,4. A solução foi centrifugada a 11.000 rpm a 4°C e o sobrenadante utilizado para os ensaios enzimáticos.

A atividade das enzimas ALT e AST foi determinada utilizando o kit enzimático BIOCLIN<sup>®</sup> pelo método cinético, seguindo as recomendações do fabricante. A mistura de reação consistiu de 800 µl do tampão Tris, LDH, L-alanina, cloreto de sódio, azida sódica e estabilizante, em pH 7,8 para a enzima ALT; 200 µl da coenzima α-cetoglutarato, NADH, azida sódica e estabilizante; 100 µl do sobrenadante. Para as análises da atividade da enzima AST, apenas o tampão diferiu, utilizando 800 µl do tampão Tris, LDH, MDH, L-aspartato, azida sódica e estabilizante, em pH 7,8. A mistura foi transferida para cubeta termostatizada à 37°C e a leitura realizada a 340 nm em espectrofotômetro, a cada minuto, durante três minutos. Foi calculada a média das diferenças de absorvância por minuto e multiplicado pela constante 1746 para obter a atividade total da enzima no tecido, expressa em U L<sup>-1</sup>.

### *2.6. Composição química das carcaças*

A composição química das carcaças foi realizada no Laboratório de Nutrição Animal do Departamento de Zootecnia da UFV. Para isso foram coletadas as carcaças de todos os peixes de cada unidade experimental. Foi considerado carcaça o animal eviscerado, sem cabeça e escamas. Após a redução do teor de umidade das carcaças por

liofilização (baixa temperatura e pressão), as amostras foram processadas em moinho de bola para redução do tamanho das partículas. Foram avaliados os teores de matéria seca proteína bruta e extrato etéreo segundo metodologia descrita por Detmann et al. (2012).

### 2.7. *Morfologia intestinal*

As análises histológicas foram realizadas no Laboratório de Fisiologia Aplicada à Piscicultura do Departamento de Biologia Animal da UFV. Foram utilizados os intestinos de dois peixes de cada unidade experimental (oito peixes/tratamento). Os fragmentos de tecidos foram fixados por inteiro em solução fixadora de Karnovsky (paraformaldeído e glutaraldeído) durante 24 horas, em temperatura ambiente, transferidos para álcool 70%, desidratados em série crescente de etanol e incluídos em glicol metacrilato (Historesin<sup>®</sup>, Leica, Alemanha). Foram realizados cortes semi-seriados de 3 µm de espessura, com intervalo de 30 µm, obtidos com o auxílio de micrótomo rotativo (Leica, Alemanha), utilizando-se navalhas de vidro. Os cortes foram fixados em lâminas de vidro e processados para a coloração por hematoxilina e eosina. As preparações histológicas foram montadas com Entellan<sup>®</sup> (Merck, Frankfurt, Alemanha), fotodocumentadas em fotomicroscópio Olympus<sup>®</sup> BX53 (Tóquio, Japão) com câmera Olympus<sup>®</sup> DP73 acoplada e analisadas pelo programa de análise de imagens Image-Pro Plus 4.5<sup>®</sup> (Media Cybernetics, Rockville, MD, EUA).

Para análise morfométrica dos intestinos foram medidos a altura da vilosidade (AV), a partir de sua base até o ápice, em cinco vilosidades por cada foto (50 medições por animal); largura das vilosidades (LV), nas mesmas cinco vilosidades, em dois pontos, um mais próximo do ápice e outro mais próximo da base (100 medições por animal). A área de superfície de absorção (ASA) foi calculada de acordo com a fórmula apresentada por Kisielinski et al. (2002) adaptada:

$$ASA = \frac{(largura\ da\ vilosidade\ x\ altura\ da\ vilosidade)}{\left(\frac{largura\ da\ vilosidade}{2}\right)^2}$$

## 2.8. Análises estatísticas

A avaliação do efeito da suplementação de amido de milho, do óleo de gengibre e da interação sobre as variáveis de desempenho produtivo, variáveis metabólicas, atividade das enzimas digestivas, atividade das transaminases, morfologia intestinal e composição química da carcaça foi realizada por meio da análise de variância e regressão polinomial ao nível de 10% de probabilidade, utilizando o pacote ExpDes.pt no *software* R<sup>®</sup>. Para escolha do modelo de regressão foi considerado a significância dos coeficientes da regressão, a magnitude dos coeficientes de determinação e o comportamento da variável em estudo.

### 3. RESULTADOS

#### 3.1. Desempenho produtivo

Não houve interação significativa ( $p > 0,10$ ) entre os níveis de amido de milho e óleo de gengibre em nenhuma das variáveis de desempenho produtivo e índices corporais analisadas, exceto para comprimento final (CF) e ganho de peso (GP) (Tabela 3). Nas concentrações de 0,00, 0,57 e 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre observou-se efeito quadrático do amido sobre o CF (Tabela 4, Fig. 1 – A, B e D) e GP (Tabela 5, Fig. 2 – A, B e D), com valores estimados que maximizam estas variáveis iguais a 353, 332, 364 g kg<sup>-1</sup> para CF e 354, 323 e 342 g kg<sup>-1</sup> de amido de milho para GP, respectivamente. Na suplementação de 1,14 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre houve efeito linear decrescente do amido sobre CF (Tabela 4, Fig. 1 - C) e GP (Tabela 5, Fig. 2 - C). Houve efeito quadrático do gengibre sobre o CF (Tabela 4, Fig. 3 – A) e GP (Tabela 5, Fig. 3 – B) apenas dos peixes alimentados com 300 g kg<sup>-1</sup> de amido de milho, com valores estimados que maximizam estas variáveis iguais a 1,06 ml kg<sup>-1</sup> para CF e 0,98 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre para GP.

Houve efeito significativo ( $p < 0,10$ ) da suplementação de amido de milho em todas as variáveis de desempenho produtivo e índices corporais, exceto para taxa de sobrevivência (Tabela 3). Para consumo de ração (CR), consumo estimado de amido (CAM), taxa de crescimento específico (TCE), taxa de eficiência proteica (TEP), eficiência de retenção proteica (ERP), rendimento de carcaça (RC) e índice hepatossomático (IHS) observou-se efeito quadrático do amido (Figuras 4, 5, 6, 7, 8, 9 e 10), sendo estimado os valores que maximizam estas variáveis iguais a 358, 374, 344, 356, 349, 324 e 418 g kg<sup>-1</sup> de amido, respectivamente. Para conversão alimentar (CA) houve efeito quadrático da suplementação de amido (Figura 11), com valor estimado que minimiza essa variável de 351 g kg<sup>-1</sup> de amido.

Houve efeito significativo ( $p < 0,10$ ), pelo teste F, do óleo de gengibre apenas para as variáveis CR, CAM, TCE e IHS (Tabela 3). Porém, quando submetidas a análise de variância da regressão polinomial, não observou-se efeito significativo para os coeficientes de regressão dos modelos linear e quadrático (Anexo II).

**Tabela 3:** Desempenho produtivo e índices corporais de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre.

	Efeito da interação amido e gengibre (p-valor)	Efeito do amido (p-valor)	Amido (g kg <sup>-1</sup> )			Efeito do Gengibre (p-valor)	Óleo de gengibre (ml kg <sup>-1</sup> )				CV (%)
			300	400	500		0,00	0,57	1,14	2,27	
TS (%)	0,85	0,33	99,58	99,58	98,30	0,49	100,00	99,44	98,85	98,33	2,79
CF (cm)	0,09	<0,01	6,09	5,94	3,85	0,28	5,23	5,48	5,22	5,24	7,10
GP (g)	0,07	<0,01	9,13	8,28	1,19	0,05	5,88	7,19	5,99	5,75	21,73
CR <sup>1</sup> (g)	0,10	<0,01	9,52	9,06	2,32	0,05	6,83	7,86	6,64	6,53	18,14
CA <sup>2</sup>	0,21	<0,01	1,05	1,11	2,12	0,29	1,44	1,34	1,54	1,39	18,03
CAM <sup>3</sup> (g)	0,20	<0,01	2,86	3,62	1,16	0,06	2,52	2,87	2,38	2,41	18,42
TCE <sup>4</sup> (% dia <sup>-1</sup> )	0,16	<0,01	4,96	4,78	1,75	0,04	3,79	4,11	3,68	3,74	9,72
TEP <sup>5</sup>	0,24	<0,01	2,94	3,06	1,69	0,28	2,50	2,69	2,50	2,57	10,27
ERP <sup>6</sup> (%)	0,81	<0,01	1,85	1,85	1,04	0,44	1,46	1,60	1,73	1,64	13,18
RC <sup>7</sup> (%)	0,80	<0,01	53,97	53,56	45,62	0,75	51,32	51,38	50,39	51,11	4,84
IHS <sup>8</sup> (%)	0,22	<0,01	1,21	1,53	1,22	0,05	1,30	1,44	1,21	1,32	14,81

TS – taxa de sobrevivência, CF – comprimento final, GP – ganho de peso, CR – consumo de ração, CA – conversão alimentar, CAM – consumo estimado de amido, TCE – taxa de crescimento específico, TEP – taxa de eficiência proteica, ERP – eficiência de retenção proteica, RC – rendimento de carcaça, IHS – índice hepatossomático; CV - coeficiente de variação experimental;

<sup>1</sup> Efeito quadrático do amido:  $y = -0,0003x^2 + 0,2148x - 26,697$  ( $R^2 = 0,85$ );

<sup>2</sup> Efeito quadrático do amido:  $y = 0,000047x^2 - 0,033x + 6,6268$  ( $R^2 = 0,79$ );

<sup>3</sup> Efeito quadrático do amido:  $y = -0,0002x^2 + 0,1206x - 18,809$  ( $R^2 = 0,81$ );

<sup>4</sup> Efeito quadrático do amido:  $y = -0,000142x^2 + 0,09761x - 11,529$  ( $R^2 = 0,92$ );

<sup>5</sup> Efeito quadrático do amido:  $y = -0,000075x^2 + 0,0534x - 6,3733$  ( $R^2 = 0,85$ );

<sup>6</sup> Efeito quadrático do amido:  $y = -0,00004x^2 + 0,0279x - 2,9224$  ( $R^2 = 0,79$ );

<sup>7</sup> Efeito quadrático do amido:  $y = -0,0004x^2 + 0,2595x + 10,003$  ( $R^2 = 0,72$ );

<sup>8</sup> Efeito quadrático do amido:  $y = -0,00003x^2 + 0,0251x - 3,5098$  ( $R^2 = 0,34$ ).

**Tabela 4:** Efeito da interação entre a suplementação de amido e óleo de gengibre sobre o comprimento final de juvenis de *Oreochromis niloticus*.

Níveis de amido (g kg <sup>-1</sup> )	Óleo de gengibre (ml kg <sup>-1</sup> )				p-valor
	0,00 <sup>1</sup>	0,57 <sup>2</sup>	1,14 <sup>3</sup>	2,27 <sup>4</sup>	
300 <sup>5</sup>	5,88	6,37	6,38	5,74	0,04
400	5,90	6,05	5,65	6,17	0,25
500	3,92	4,04	3,62	3,81	0,47
p-valor	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	-

<sup>1</sup> Efeito quadrático do amido sem óleo de gengibre:  $y = -0,0001x^2 + 0,0706x - 6,2457$  ( $R^2 = 0,87$ );

<sup>2</sup> Efeito quadrático do amido com 0,57 ml kg<sup>-1</sup> de gengibre:  $y = -0,000084x^2 + 0,0558x - 2,7746$  ( $R^2 = 0,87$ );

<sup>3</sup> Efeito linear do amido com 1,14 ml kg<sup>-1</sup> de gengibre:  $y = -0,0138x + 10,738$  ( $R^2 = 0,84$ );

<sup>4</sup> Efeito quadrático do amido com 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de gengibre:  $y = -0,00014x^2 + 0,102x - 12,289$  ( $R^2 = 0,95$ );

<sup>5</sup> Efeito quadrático do gengibre com 300 g kg<sup>-1</sup> de amido:  $y = -0,4705x^2 + 0,9966x + 5,9003$  ( $R^2 = 0,98$ ).

**Tabela 5:** Efeito da interação entre a suplementação de amido e óleo de gengibre sobre o ganho de peso de juvenis de *Oreochromis niloticus*.

Níveis de amido (g kg <sup>-1</sup> )	Óleo de gengibre (ml kg <sup>-1</sup> )				p-valor
	0,00 <sup>1</sup>	0,57 <sup>2</sup>	1,14 <sup>3</sup>	2,27 <sup>4</sup>	
300 <sup>5</sup>	8,47	10,67	10,05	7,35	<0,01
400	7,95	9,18	7,11	8,87	0,14
500	1,22	1,71	0,80	1,04	0,80
p-valor	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	-

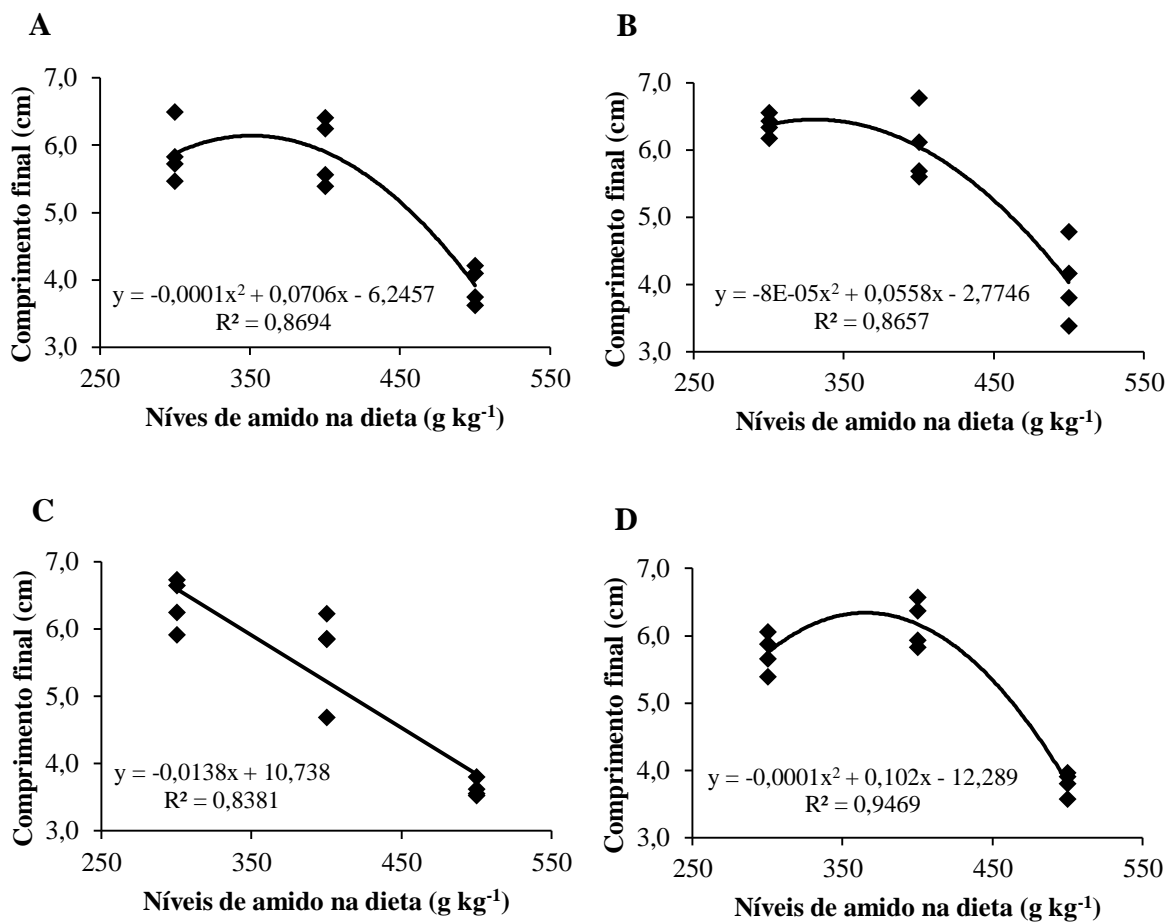
<sup>1</sup> Efeito quadrático do amido sem óleo de gengibre:  $y = -0,0003x^2 + 0,2125x - 27,293$  ( $R^2 = 0,82$ );

<sup>2</sup> Efeito quadrático do amido com 0,57 ml kg<sup>-1</sup> de gengibre:  $y = -0,0003x^2 + 0,194x - 20,661$  ( $R^2 = 0,91$ );

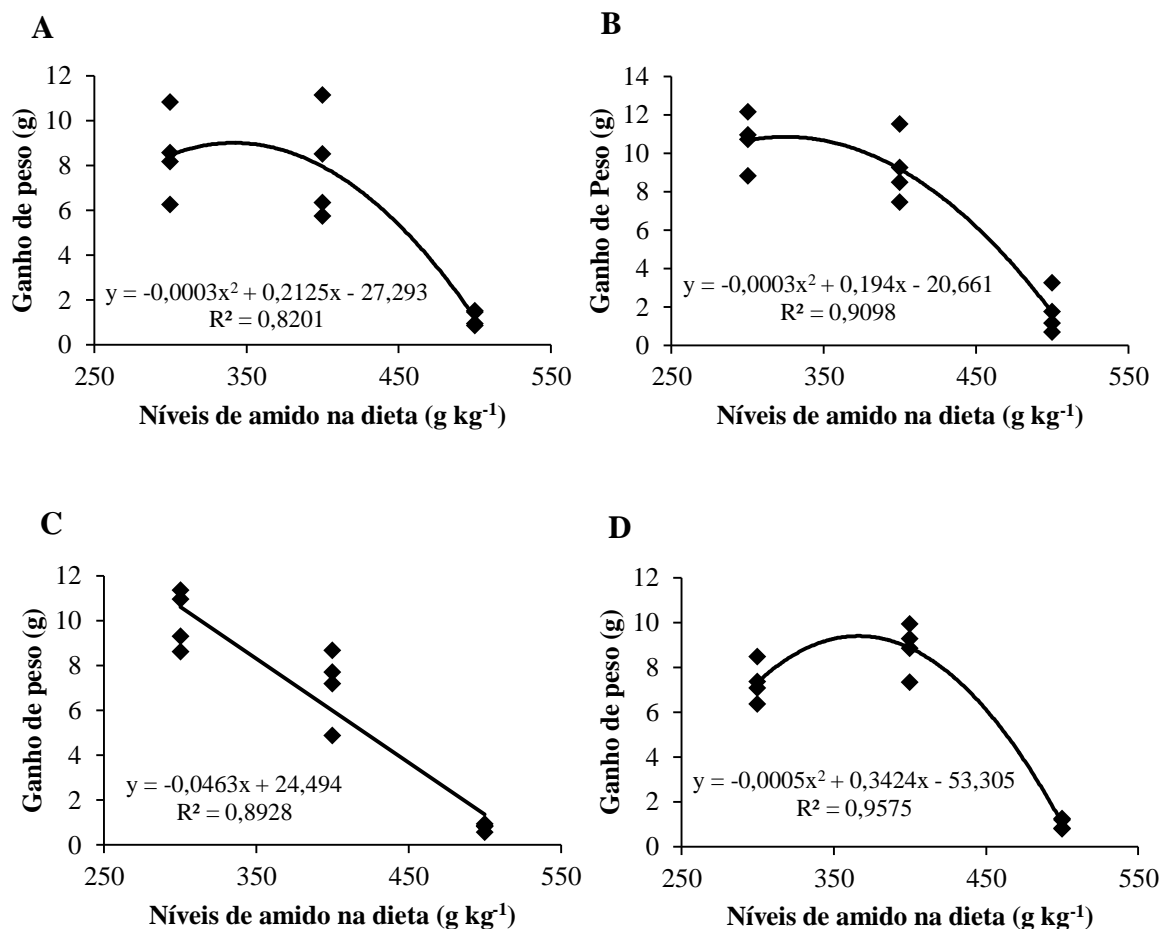
<sup>3</sup> Efeito linear do amido com 1,14 ml kg<sup>-1</sup> de gengibre:  $y = -0,0463x + 24,494$  ( $R^2 = 0,89$ );

<sup>4</sup> Efeito quadrático do amido com 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de gengibre:  $y = -0,0005x^2 + 0,3424x - 53,305$  ( $R^2 = 0,96$ );

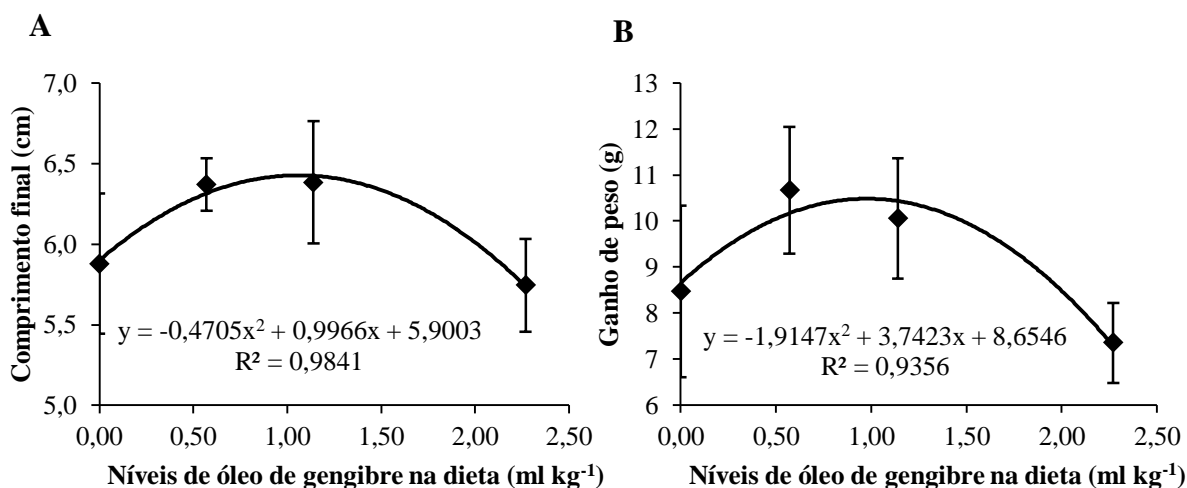
<sup>5</sup> Efeito quadrático do gengibre com 300 g kg<sup>-1</sup> de amido:  $y = -1,9147x^2 + 3,7423x + 8,6546$  ( $R^2 = 0,94$ ).



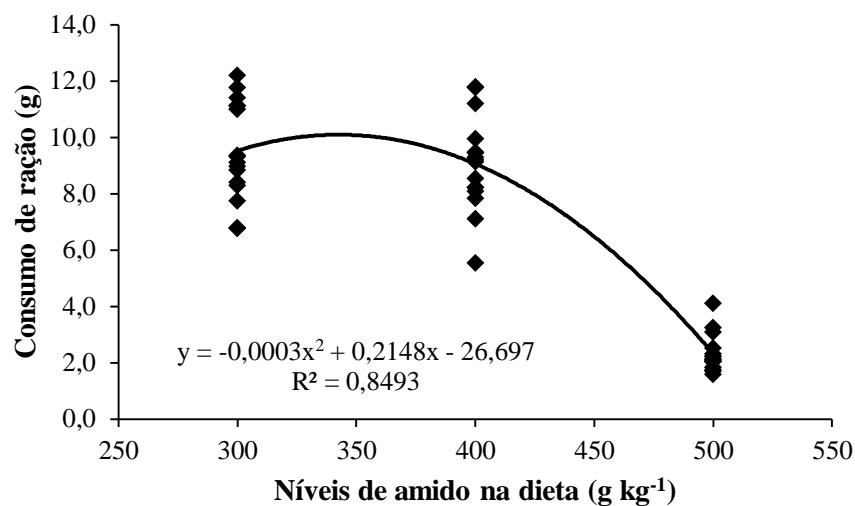
**Fig. 1:** Efeito do amido sobre o comprimento final de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com  $0,00\ ml\ kg^{-1}$  (A),  $0,57\ ml\ kg^{-1}$  (B),  $1,14\ ml\ kg^{-1}$  (C) e  $2,27\ ml\ kg^{-1}$  de óleo de gengibre (D).



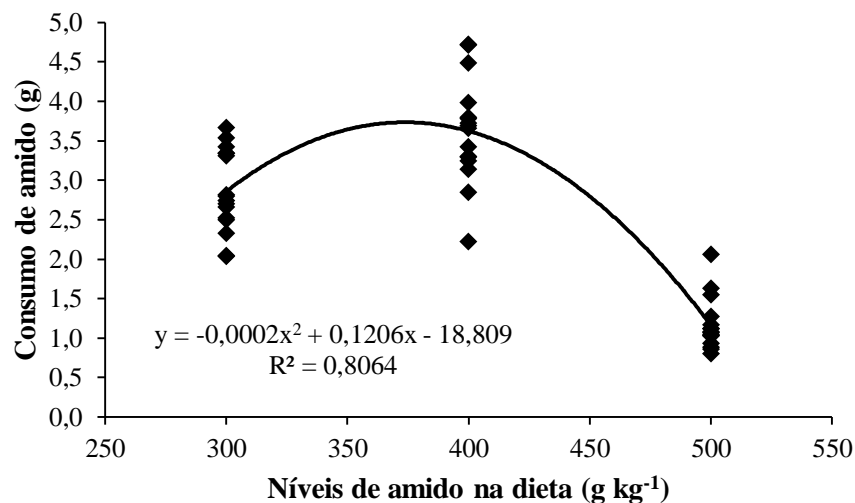
**Fig. 2:** Efeito do amido sobre o ganho de peso de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com 0,00 ml  $kg^{-1}$  (A), 0,57 ml  $kg^{-1}$  (B), 1,14 ml  $kg^{-1}$  (C) e 2,27 ml  $kg^{-1}$  de óleo de gengibre (D).



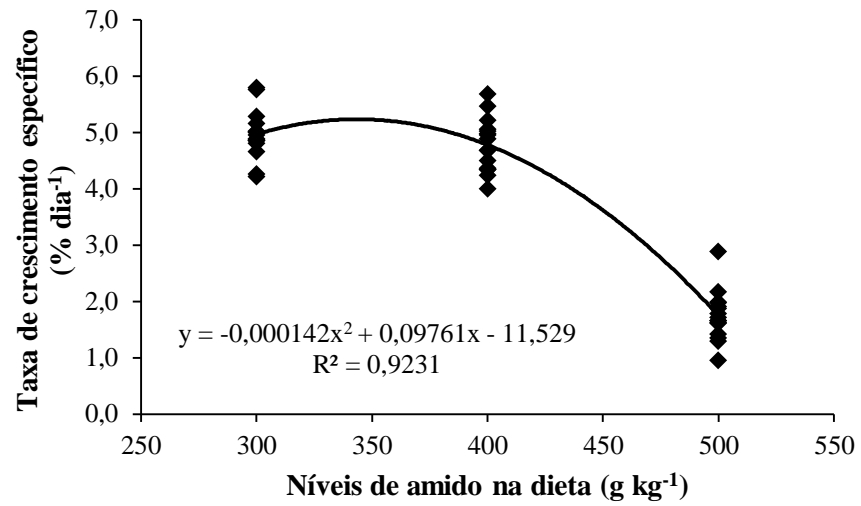
**Fig. 3:** Efeito do óleo de gengibre sobre o comprimento final médio (A) e o ganho de peso médio (B) de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dieta contendo 300 g  $kg^{-1}$  de amido de milho.



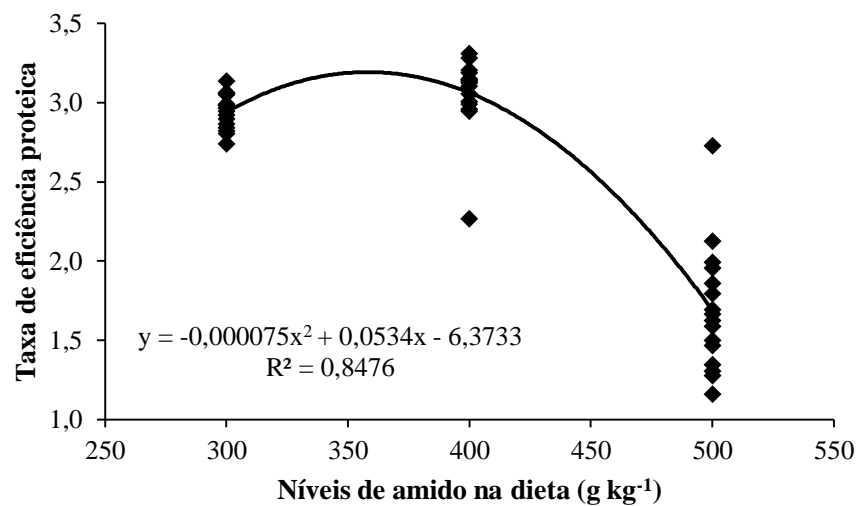
**Fig. 4:** Efeito do amido sobre o consumo de ração de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.



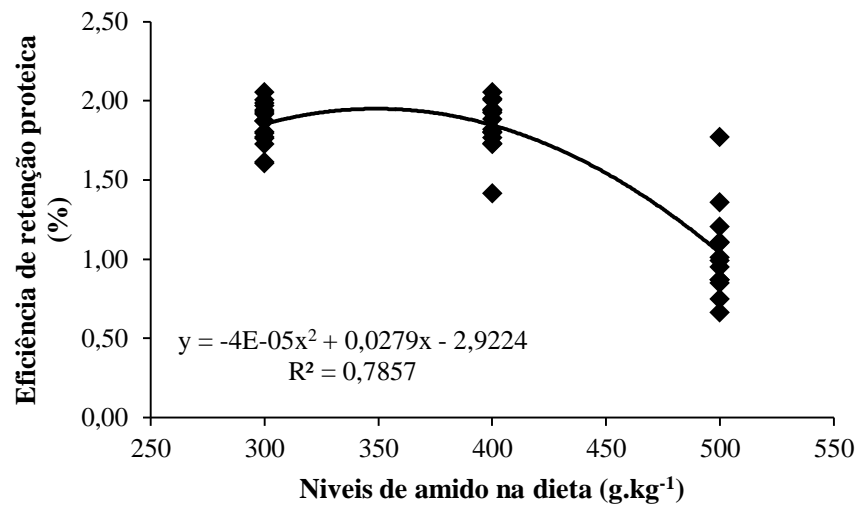
**Fig. 5:** Efeito do amido na dieta sobre o consumo estimado de amido de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.



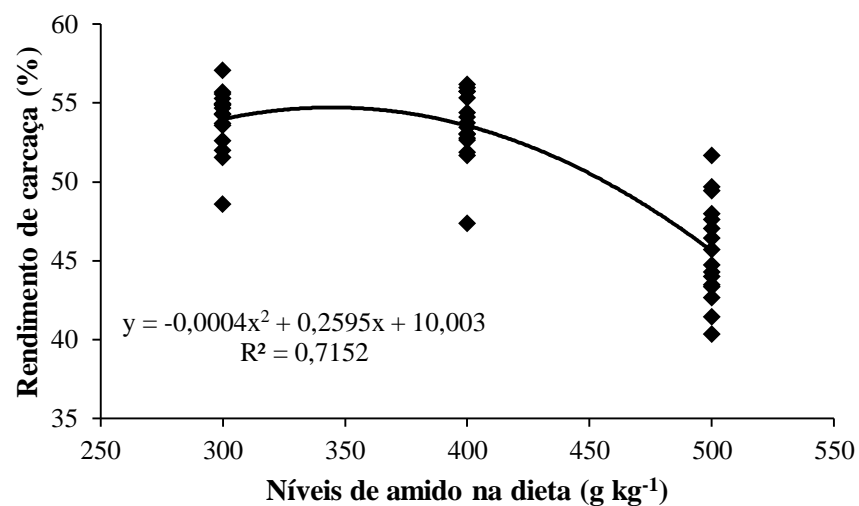
**Fig. 6:** Efeito do amido da dieta sobre a taxa de crescimento específico de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.



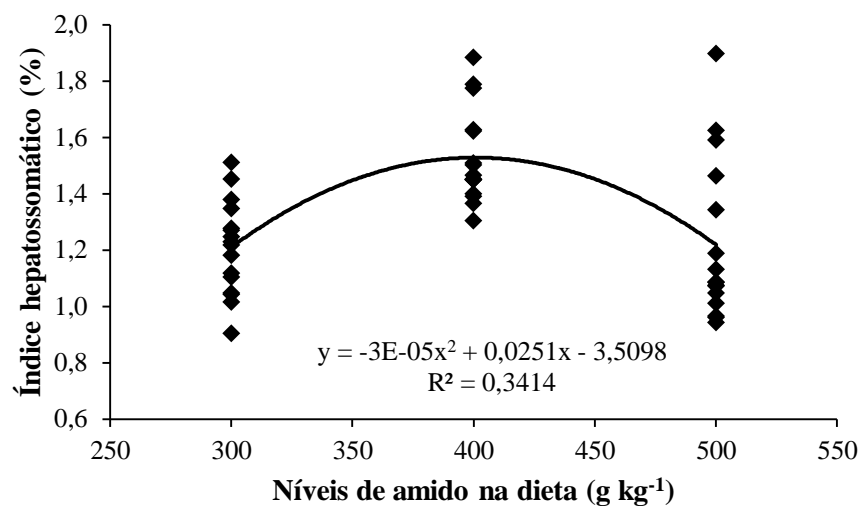
**Fig. 7:** Efeito do amido sobre a taxa de eficiência proteica de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.



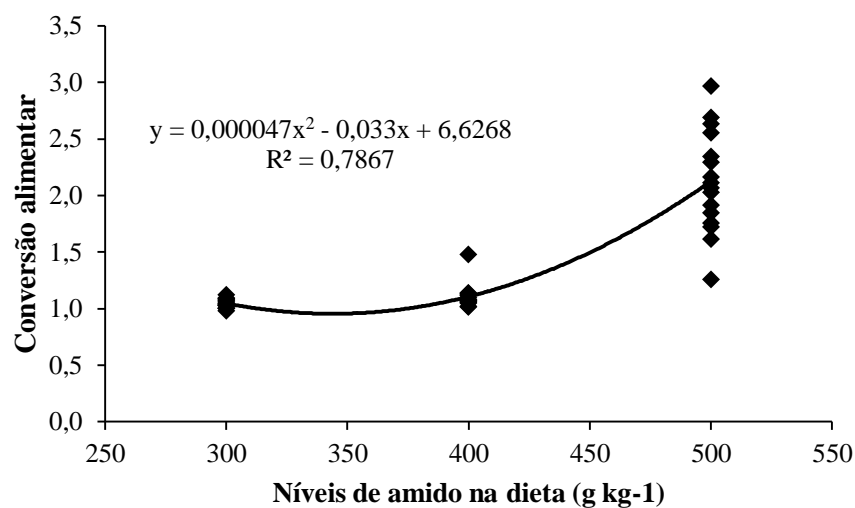
**Fig. 8:** Efeito do amido sobre a eficiência de retenção proteica de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.



**Fig. 9:** Efeito do amido sobre o rendimento de carcaça de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.



**Fig. 10:** Efeito do amido sobre o índice hepatossomático de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.



**Fig. 11:** Efeito do amido sobre a conversão alimentar de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.

### 3.2. Variáveis metabólicas

Não houve interação significativa ( $p > 0,10$ ) entre os níveis de amido e óleo de gengibre para as variáveis metabólicas analisadas (Tabela 6). Houve efeito significativo ( $p > 0,10$ ) da suplementação de amido em todas as variáveis metabólicas, exceto para triglicerídeos sanguíneos (Tabela 6). Para glicose sanguínea, glicogênio hepático e muscular observou-se efeito quadrático do amido (Figuras 12, 13 e 14). Os valores estimados que maximizam a glicose sanguínea e o glicogênio hepático são iguais a 365 e 430 g kg<sup>-1</sup> de amido, respectivamente. Houve maior deposição de glicogênio muscular nos peixes alimentados com níveis acima de 341 g kg<sup>-1</sup> de amido na dieta. Para colesterol sanguíneo observou-se efeito linear decrescente do amido (Figura 15). Não houve efeito significativo ( $p < 0,10$ ) da suplementação de óleo de gengibre para todas as variáveis metabólicas analisadas.

### 3.3. Atividade das enzimas digestivas

Não houve interação significativa ( $p > 0,10$ ) entre os níveis de amido e óleo de gengibre para as enzimas digestivas analisadas, assim como não houve efeito da suplementação de amido (Tabela 7). Não houve efeito significativo da suplementação de óleo de gengibre para nenhuma das enzimas digestivas analisadas, exceto para tripsina (Tabela 7). Entretanto, quando submetida à análise de variância da regressão polinomial, não observou-se efeito significativo para os coeficientes de regressão dos modelos linear e quadrático (Anexo II).

**Tabela 6:** Valores médios de glicose (mg dL<sup>-1</sup>), triglicerídeos (mg dL<sup>-1</sup>) e colesterol sanguíneos (mg dL<sup>-1</sup>) e glicogênio hepático e muscular (mg 100 mg<sup>-1</sup>) de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre.

	Efeito da interação amido e gengibre (p-valor)	Efeito do amido (p-valor)	Amido (g kg <sup>-1</sup> )			Efeito do Gengibre (p-valor)	Óleo de gengibre (ml kg <sup>-1</sup> )				CV (%)
			300	400	500		0,00	0,57	1,14	2,27	
Glicose <sup>1</sup>	0,95	<0,01	38,61	42,78	31,46	0,82	36,97	39,40	36,03	38,08	24,09
Triglicerídeos	0,68	0,34	103,71	96,63	88,50	0,81	92,10	97,86	102,00	97,08	25,84
Colesterol <sup>2</sup>	0,80	<0,01	212,03	202,78	180,40	0,30	197,77	210,86	198,64	195,67	11,60
Glicogênio hepático <sup>3</sup>	0,86	<0,01	25,99	37,89	31,10	0,90	31,34	32,43	30,11	33,32	28,93
Glicogênio muscular <sup>4</sup>	0,96	<0,01	0,99	1,27	4,12	0,66	1,91	1,67	2,14	2,39	53,36

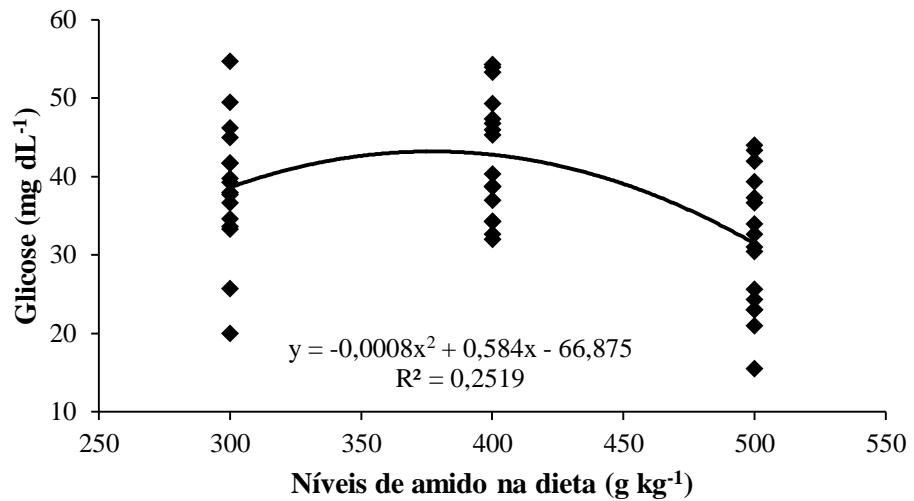
CV - coeficiente de variação experimental;

<sup>1</sup> Efeito quadrático do amido:  $y = -0,0008x^2 + 0,584x - 66,875$  ( $R^2 = 0,25$ );

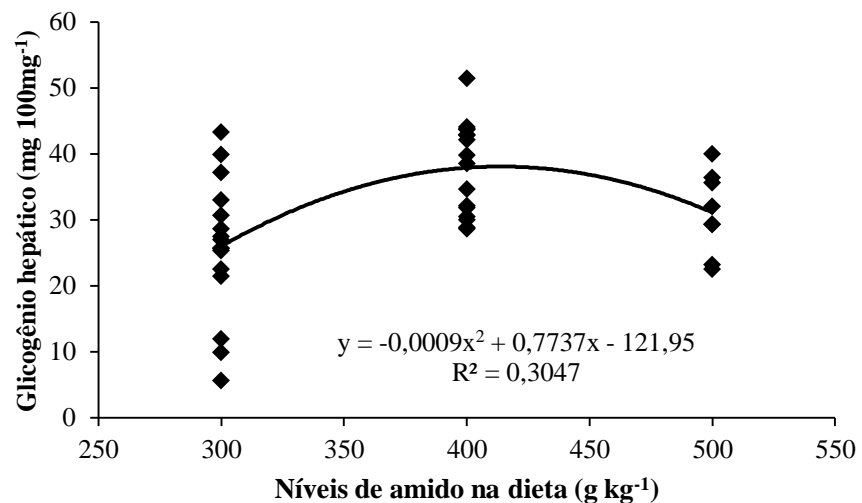
<sup>2</sup> Efeito linear do amido:  $y = -0,1582x + 261,67$  ( $R^2 = 0,95$ );

<sup>3</sup> Efeito quadrático do amido:  $y = -0,0009x^2 + 0,7737x - 121,95$  ( $R^2 = 0,30$ );

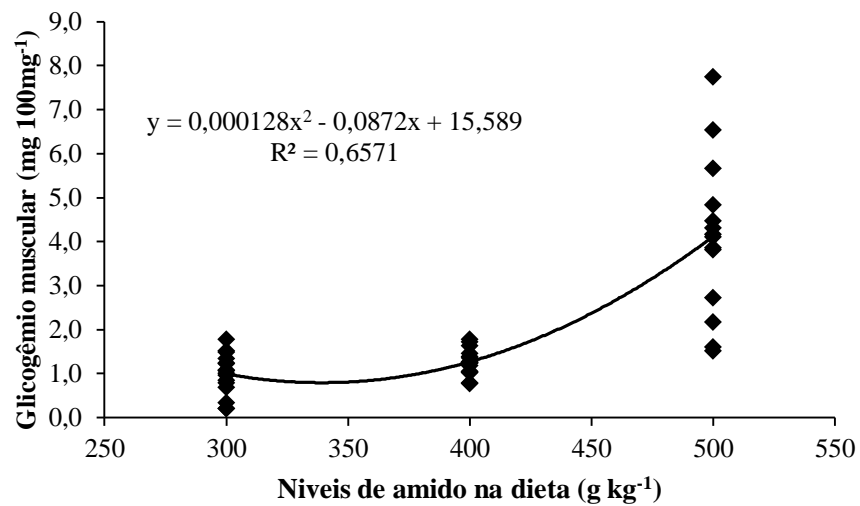
<sup>4</sup> Efeito quadrático do amido:  $y = 0,000128x^2 - 0,0872x + 15,589$  ( $R^2 = 0,66$ ).



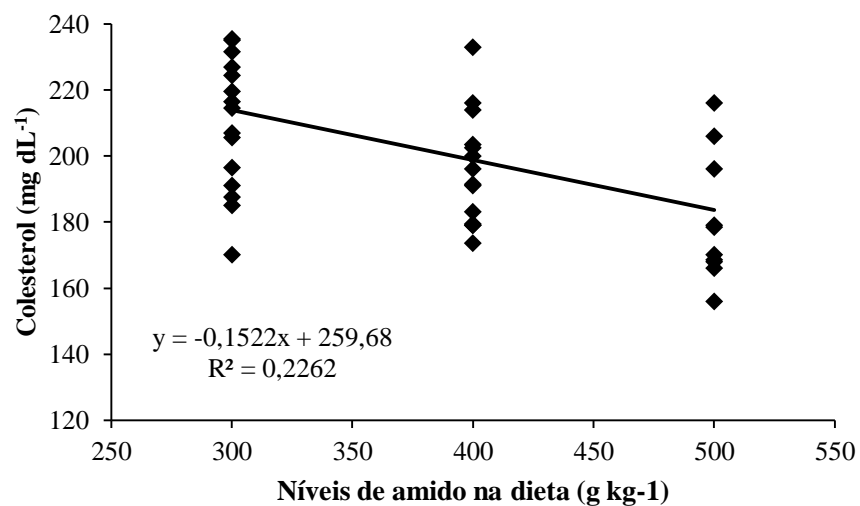
**Fig. 12:** Efeito do amido sobre a glicose sanguínea de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.



**Fig. 13:** Efeito do amido sobre o glicogênio hepático de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.



**Fig. 14:** Efeito do amido sobre o glicogênio muscular de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.



**Fig. 15:** Efeito do amido sobre o colesterol sanguíneo de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.

**Tabela 7:** Atividade específica das enzimas digestivas protease total (abs.mg proteína<sup>-1</sup>), tripsina (μM.s<sup>-1</sup>.μg proteína<sup>-1</sup>), amilase (U.dL<sup>-1</sup>.mg proteína<sup>-1</sup>) e lipase (U.dL<sup>-1</sup>.mg proteína<sup>-1</sup>) de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre.

	Efeito da interação amido e gengibre (p-valor)	Efeito do amido (p-valor)	Amido (g kg <sup>-1</sup> )			Efeito do Gengibre (p-valor)	Óleo de gengibre (ml kg <sup>-1</sup> )				CV (%)
			300	400	500		0,00	0,57	1,14	2,27	
Protease total	0,25	0,23	0,38	0,38	0,33	0,45	0,33	0,40	0,37	0,35	27,76
Tripsina	0,37	0,29	151,69	147,42	128,67	0,09	146,48	168,09	126,68	129,13	30,37
Amilase	0,94	0,11	370,86	321,02	337,49	0,89	343,32	354,58	340,72	333,88	19,33
Lipase	0,96	0,32	193,08	170,91	182,38	0,83	180,46	191,60	177,86	178,57	22,58

CV - coeficiente de variação experimental;

### *3.4. Atividade das transaminases*

Não houve interação significativa ( $p > 0,10$ ) entre os níveis de amido e óleo de gengibre para a atividade das enzimas alanina aminotransferase (ALT) e aspartato aminotransferase (AST), assim como não houve efeito significativo do gengibre sobre a atividade destas enzimas (Tabela 8). Observou-se efeito linear decrescente ( $p < 0,10$ ) do amido sobre a atividade da ALT (Tabela 8, Fig. 16).

### *3.5. Composição química da carcaça*

Não houve interação significativa ( $p > 0,10$ ) entre os níveis de amido e óleo de gengibre para a composição química da carcaça, exceto para matéria seca (Tabela 9). Para os níveis 0,57, 1,14 e 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre observou-se efeito quadrático do amido sobre a matéria seca da carcaça (Tabela 10, Fig. 17), sendo estimados os valores que maximizam esta variável iguais a 419, 369 e 374 g kg<sup>-1</sup> de amido, respectivamente. Houve efeito significativo do óleo de gengibre sobre a matéria seca da carcaça para os peixes alimentados com 500 g kg<sup>-1</sup> (Tabela 10). Porém, quando aplicada análise de variância da regressão polinomial, não observou-se efeito significativo para os coeficientes de regressão dos modelos linear e quadrático (Anexo II).

Não houve efeito significativo ( $p > 0,10$ ) da suplementação de amido de milho e do óleo de gengibre para a proteína da carcaça (Tabela 9). Observou-se efeito quadrático ( $p < 0,10$ ) do amido sobre o extrato etéreo da carcaça (Tabela 9, Fig. 18), com valor estimado que maximiza esta variável igual a 370 g kg<sup>-1</sup> de amido de milho na dieta. Houve efeito significativo ( $p < 0,10$ ) da suplementação de óleo de gengibre para o extrato etéreo da carcaça (Tabela 9). Porém, quando aplicada análise de variância da regressão polinomial, não observou-se efeito significativo para os coeficientes de regressão dos modelos linear e quadrático (Anexo II).

**Tabela 8:** Atividade total das enzimas alanina aminotransferase (ALT) e aspartato aminotransferase (AST) de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre.

	Efeito da interação amido e gengibre (p-valor)	Efeito do amido (p-valor)	Amido (g kg <sup>-1</sup> )			Efeito do Gengibre (p-valor)	Óleo de gengibre (ml kg <sup>-1</sup> )				CV (%)
			300	400	500		0,00	0,57	1,14	2,27	
ALT <sup>1</sup> (U L <sup>-1</sup> )	0,87	0,01	805,00	602,50	495,00	0,71	690,00	670,00	603,33	573,33	44,41
AST (U L <sup>-1</sup> )	0,88	0,29	6287,50	5575,00	6383,75	0,88	6070,00	6306,67	6150,00	5801,67	25,53

CV - coeficiente de variação experimental;

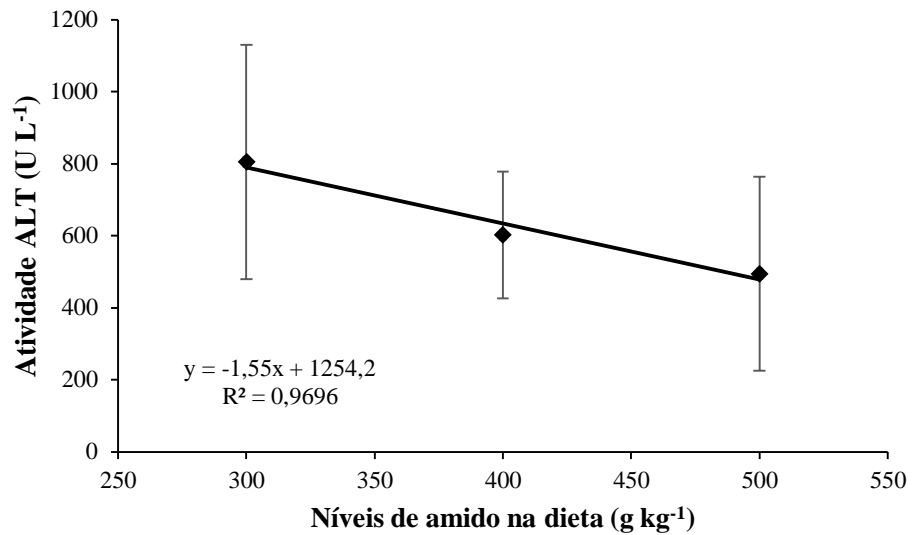
<sup>1</sup>Efeito linear do amido:  $y = -1,55x + 1254,2$  ( $R^2 = 0,97$ ).

**Tabela 9:** Composição química da carcaça de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre.

	Efeito da interação amido e gengibre (p-valor)	Efeito do amido (p-valor)	Amido (g kg <sup>-1</sup> )			Efeito do Gengibre (p-valor)	Óleo de gengibre (ml kg <sup>-1</sup> )				CV (%)
			300	400	500		0,00	0,57	1,14	2,27	
MS (%)	0,04	<0,01	23,81	24,40	23,60	<0,01	23,87	24,42	23,71	23,73	2,01
PB (% da MS)	0,88	0,21	63,06	60,59	61,40	0,13	60,23	60,69	63,98	62,31	6,21
EE <sup>1</sup> (% da MS)	0,33	<0,01	15,38	18,41	13,85	0,13	15,56	17,23	15,17	15,46	11,30

MS – matéria seca; PB – proteína bruta; EE – extrato etéreo, CV - coeficiente de variação experimental;

<sup>1</sup> Efeito quadrático do amido:  $y = -0,0004x^2 + 0,2962x - 39,298$  ( $R^2 = 0,48$ ).



**Fig. 16:** Efeito do amido sobre a atividade da enzima alanina aminotransferase (ALT) (valores médios  $\pm$  desvio padrão) no fígado de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.

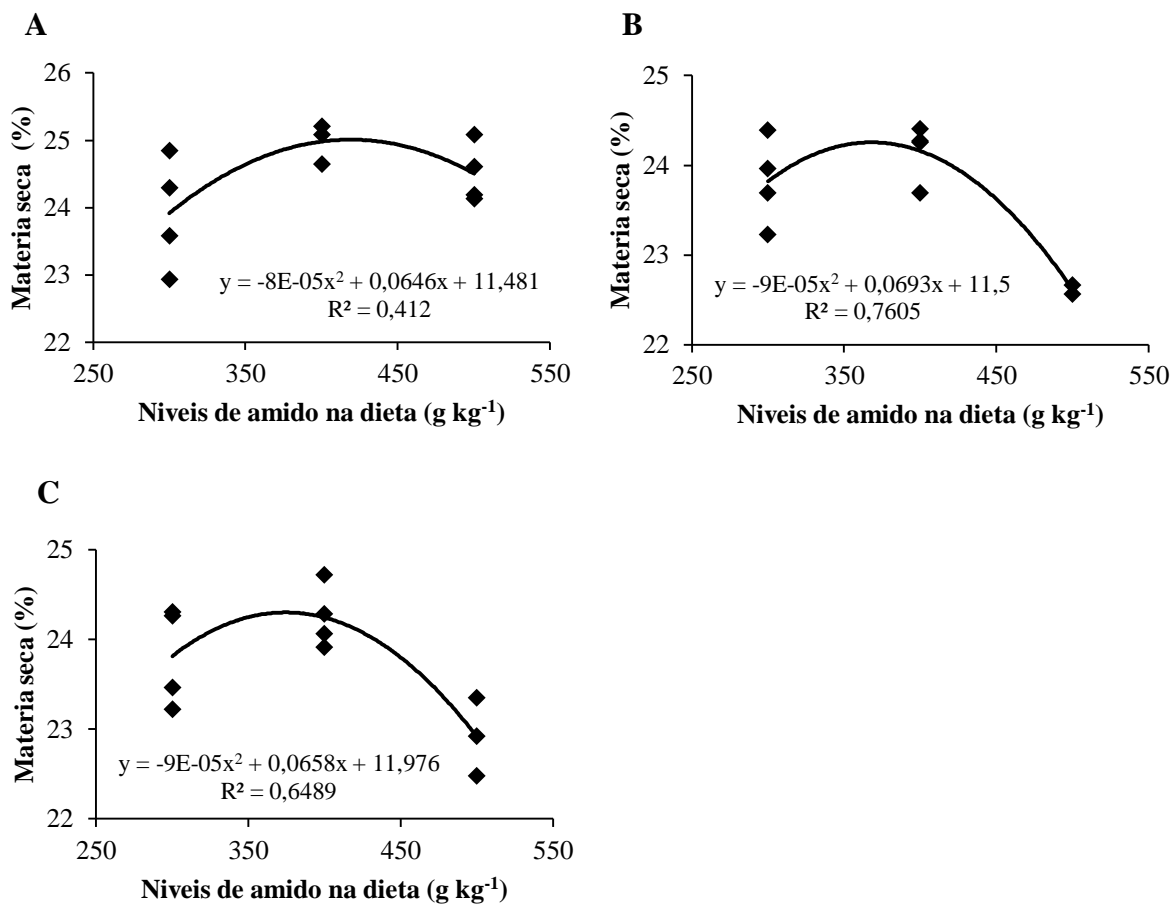
**Tabela 10:** Efeito da interação entre a suplementação de amido e óleo de gengibre sobre a matéria seca da carcaça de juvenis de *Oreochromis niloticus*.

Níveis de amido (g kg <sup>-1</sup> )	Óleo de gengibre (ml kg <sup>-1</sup> )				p-valor
	0,00	0,57 <sup>1</sup>	1,14 <sup>2</sup>	2,27 <sup>3</sup>	
300	23,69	23,92	23,82	23,81	0,93
400	24,34	24,98	24,16	24,24	0,14
500	23,69	24,51	22,62	22,92	<0,01
p-valor	0,15	0,02	<0,01	<0,01	-

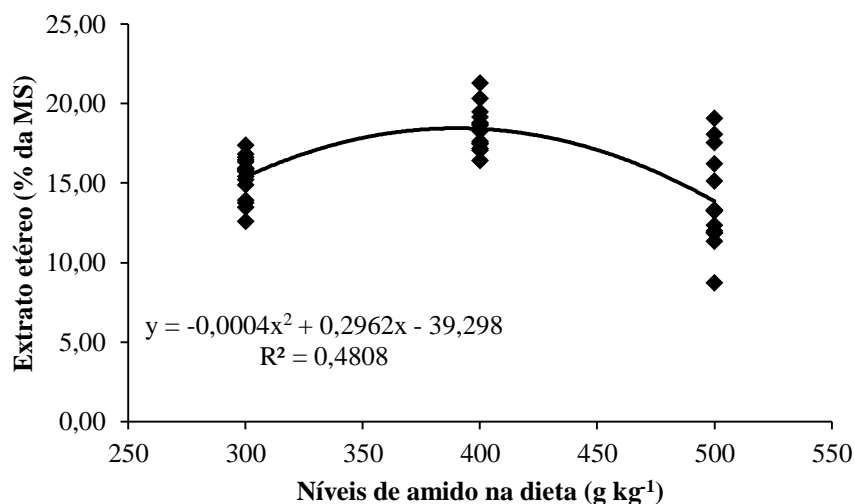
<sup>1</sup> Efeito quadrático do amido com 0,57 ml kg<sup>-1</sup> de gengibre:  $y = -0,000077x^2 + 0,0646x + 11,4815$  ( $R^2 = 0,41$ );

<sup>2</sup> Efeito quadrático do amido com 1,14 ml kg<sup>-1</sup> de gengibre:  $y = -0,000094x^2 + 0,06933x - 11,4988$  ( $R^2 = 0,76$ );

<sup>3</sup> Efeito quadrático do amido com 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de gengibre:  $y = -0,000088x^2 + 0,06582x + 11,9766$  ( $R^2 = 0,65$ );



**Fig. 17:** Efeito do amido sobre a matéria seca da carcaça de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com 0,57 ml kg<sup>-1</sup> (A), 1,14 ml kg<sup>-1</sup> (B) e 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre (C).



**Fig. 18:** Efeito do amido sobre o extrato etéreo da carcaça de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre, durante 53 dias.

### 3.6. *Morfologia intestinal*

Não houve interação significativa ( $p > 0,10$ ) entre os níveis de amido e óleo de gengibre para altura e largura das vilosidades, assim como não houve efeito significativo do amido e do gengibre para estas variáveis (Tabela 11). Houve interação significativa ( $p < 0,10$ ) entre os níveis de amido e óleo de gengibre para área de superfície de absorção intestinal (Tabela 11). Para o nível  $2,27 \text{ ml kg}^{-1}$  de óleo de gengibre observou-se efeito quadrático do amido sobre a área de superfície de absorção (Tabela 12, Fig. 19), sendo estimado o valor que maximiza esta variável igual a  $401 \text{ g kg}^{-1}$  de amido. Houve efeito linear crescente do óleo de gengibre sobre a área de absorção para os peixes alimentados com  $400 \text{ g kg}^{-1}$  de amido de milho (Tabela 12, Fig. 20).

**Tabela 11:** Morfologia intestinal de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com diferentes níveis de amido de milho e óleo de gengibre.

	Efeito da interação amido e gengibre (p-valor)	Efeito do amido (p-valor)	Amido (g kg <sup>-1</sup> )			Efeito do Gengibre (p-valor)	Óleo de gengibre (ml kg <sup>-1</sup> )				CV (%)
			300	400	500		0,00	0,57	1,14	2,27	
AV (µm)	0,66	0,51	204,76	219,81	189,29	0,81	219,23	210,04	193,98	195,23	36,23
LV (µm)	0,82	0,80	94,81	100,01	93,22	0,41	99,00	106,05	93,12	85,89	31,16
ASA (µm <sup>2</sup> )	0,09	0,80	8,52	8,76	8,43	0,31	8,89	8,02	8,38	8,98	16,38

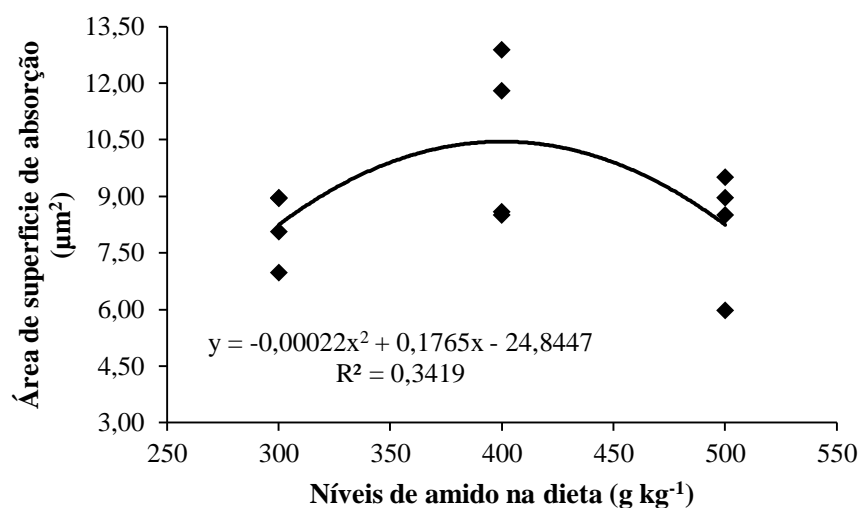
AV – altura da vilosidade; LV – largura da vilosidade; ASA – área de superfície de absorção; CV – coeficiente de variação experimental;

**Tabela 12:** Efeito da interação entre a suplementação de amido e óleo de gengibre sobre a área de superfície de absorção intestinal de juvenis de *Oreochromis niloticus*.

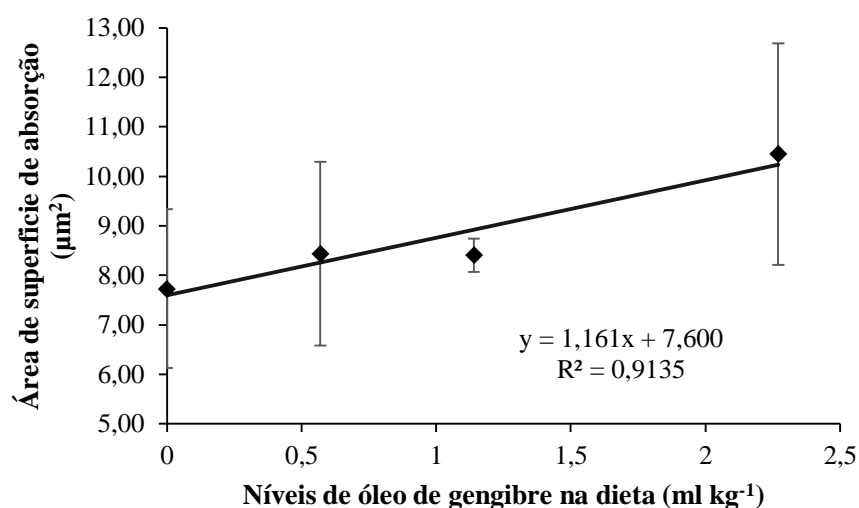
Níveis de amido (g kg <sup>-1</sup> )	Óleo de gengibre (ml kg <sup>-1</sup> )				p-valor
	0,00	0,57	1,14	2,27 <sup>1</sup>	
300	9,88	7,89	8,06	8,24	0,18
400 <sup>2</sup>	7,73	8,43	8,41	10,45	0,05
500	9,07	7,74	8,67	8,25	0,58
p-valor	0,11	0,77	0,83	0,05	-

<sup>1</sup> Efeito quadrático do amido com 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de gengibre:  $y = -0,00022x^2 + 0,1765x - 24,8447$  ( $R^2 = 0,34$ );

<sup>2</sup> Efeito linear do gengibre com 400 g kg<sup>-1</sup> de amido:  $y = 1,161x + 7,600$  ( $R^2 = 0,91$ ).



**Fig. 19:** Efeito do amido sobre a área de superfície de absorção intestinal de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dietas suplementadas com 2,27 ml kg<sup>-1</sup> de óleo de gengibre.



**Fig. 20:** Efeito do óleo de gengibre sobre área de superfície de absorção intestinal (valores médios  $\pm$  desvio padrão) de juvenis de *Oreochromis niloticus* alimentados com dieta contendo 400 g kg<sup>-1</sup> de amido de milho.

#### 4. DISCUSSÃO

O efeito positivo do gengibre sobre o crescimento dos peixes alimentados com 300 g kg<sup>-1</sup> de amido provavelmente ocorreu devido a sua propriedade antibacteriana (Ekwenye & Elegalam, 2005; Sasidharan & Menon, 2010; Shareef et al., 2016), eliminando bactérias intestinais indesejáveis como *Bacillus cereus*, *Staphylococcus aureus* e *Escherichia coli* (Sutherland et al., 2009; Chand, 2013). O gengibre também pode reduzir a população de bactérias intestinais indesejáveis pela estimulação do aumento de bactérias produtoras de ácido lático, e consequente redução do pH intestinal e desnaturação de proteínas da parede celular das bactérias patogênicas (Tekeli et al., 2010). Apesar do gengibre apresentar efeito estimulante da atividade das enzimas pancreáticas (lipase, amilase tripsina e quimotripsina) em ratos (Platel & Srinivasan, 2000), este efeito não foi observado no presente estudo e, portanto, a melhora no crescimento de juvenis de tilápia não pode ser atribuída à ação destas enzimas.

A melhora no crescimento também pode estar relacionada com o aumento na capacidade de absorção dos nutrientes, uma vez que Incharoen et al. (2010) observaram melhora no crescimento e na eficiência de utilização dos nutrientes associados com o aumento na altura e na área de absorção das vilosidades intestinais de frangos de corte alimentados com gengibre. O aumento da área de mucosa intestinal pode representar, além da maior área de absorção de nutrientes, maior quantidade de carboidrases intestinais (amilase e dissacaridases), que poderiam contribuir para a melhor eficiência de utilização dos nutrientes e do crescimento dos peixes. Dessa forma, é necessária a realização de estudos para avaliar a ação do gengibre sobre a atividade das dissacaridases intestinais em peixes, uma vez que Platel & Srinivasan (1996), observaram aumento na atividade da maltase em ratos alimentados com gengibre. Entretanto, no presente estudo, o gengibre promoveu aumento da área de mucosa intestinal apenas nos peixes alimentados com 400 g kg<sup>-1</sup> de amido, e a melhora no crescimento foi observada apenas nos peixes alimentados com 300 g kg<sup>-1</sup> de amido.

A ausência de efeito do gengibre sobre o crescimento dos peixes alimentados com dietas contendo altos teores de amido (400 - 500 g kg<sup>-1</sup>) provavelmente ocorreu devido ao aumento da velocidade de passagem da digesta pelo intestino (Spannhof & Plantikow, 1983), reduzindo o tempo de ação do gengibre. Nos peixes alimentados com 400 g kg<sup>-1</sup>, o efeito do amido sobre a velocidade de passagem do alimento no intestino pode ter sido compensado pelo aumento da área de absorção intestinal, permitindo crescimento dos peixes equivalente ao dos alimentados com 300 g kg<sup>-1</sup> de amido. Os peixes alimentados com 500 g kg<sup>-1</sup> de amido apresentaram menor consumo de ração e consequentemente

menor consumo de gengibre, reduzindo seus efeitos sobre o crescimento e morfologia intestinal.

O aumento no teor de matéria seca na carcaça dos peixes alimentados com dietas com teor de amido na faixa de 369 a 419 g kg<sup>-1</sup>, apenas na presença de óleo de gengibre indica que este melhorou a eficiência de utilização do amido. Entretanto, tal efeito não foi observado para outras importantes variáveis de crescimento. Deste modo, novos estudos são necessários para reavaliar os efeitos do gengibre sobre a eficiência de utilização de carboidratos pelos peixes.

A suplementação de amido na dieta apresentou efeito quadrático para a maioria das variáveis de desempenho produtivo avaliadas, com valores estimados que melhoraram o crescimento e a eficiência de utilização dos nutrientes em torno de 350 g kg<sup>-1</sup> de amido. Os peixes alimentados com excesso de amido apresentaram menor crescimento e eficiência de utilização dos nutrientes devido às características físicas da dieta, como textura e consistência. No processo de peletização, o amido é um agente de ligação que proporciona maior dureza aos péletes (Jezerka et al., 2014) e, quando em excesso na dieta, pode dificultar o acesso da amilase pancreática (Cummings & Englyst, 1995). Além disso, o tempo de processamento oral de péletes mais duros é maior, o que pode causar redução do consumo de ração, como observado no presente estudo, onde os peixes que receberam essa dieta apresentaram consumo de ração quatro vezes menor que os peixes alimentados com a dieta com 300 g kg<sup>-1</sup> de amido.

A quantidade de amido consumido influencia a glicemia sanguínea. A glicose pode ser armazenada principalmente no fígado como glicogênio (glicogênese) e/ou como triglicerídeos (lipogênese) nos tecidos adiposo e muscular (Enes et al., 2009), o que explica a máxima deposição de glicogênio hepático na concentração de 430 g kg<sup>-1</sup> e gordura na carcaça de 370 g kg<sup>-1</sup> de amido. A maior deposição de nutrientes nessas concentrações de amido indica que o teor de amido na dieta influencia a eficiência de utilização dos nutrientes. O maior teor de glicogênio hepático representa maiores reservas endógenas de energia e, provavelmente, maior capacidade para enfrentar situações adversas através da mobilização do glicogênio hepático e consequente aumento da glicemia (Da Silveira et al., 2009). Entretanto, os peixes alimentados com 500 g kg<sup>-1</sup> de amido apresentaram menor teor de glicogênio hepático. Como os peixes que receberam essa dieta apresentaram menor consumo de ração, houve menor consumo de amido e, conseqüentemente, menor absorção de glicose e armazenamento de glicogênio no fígado. Apesar do menor consumo de amido, os peixes que receberam a dieta com 500 g kg<sup>-1</sup> de amido apresentaram maior teor de glicogênio muscular. Provavelmente este efeito foi

mediado pelo aumento na secreção de insulina pelo pâncreas, que causa aumento na captação de glicose pelo músculo e conseqüente aumento na síntese de glicogênio e redução da glicemia plasmática (Baños et al., 1998), como observado no presente estudo. Esta hipótese está coerente com o aumento da transcrição de genes que determinam a síntese de GLUT 4 no músculo estriado de tilápia do Nilo, quando alimentadas com altos níveis de dextrina (Boonanuntanasarn et al., 2018). O aumento na secreção de insulina pode ter sido estimulado por hormônios intestinais (incretinas) que promovem a secreção de insulina (Hemre et al., 2002). Em mamíferos, a presença de glicose no intestino estimula a secreção do peptídeo semelhante ao glucagon (GLP-1) (Qualmann et al., 1995) pelas células endócrinas do intestino e, este estimula a secreção de insulina pelo pâncreas (Holz et al. 1993). A insulina provavelmente não causou aumento no glicogênio hepático nos peixes alimentados com 500 g kg<sup>-1</sup> de amido em função do transporte de glicose através dos GLUTs nos hepatócitos não ser diretamente dependente da insulina (Silverthorn, 2010). Além disso, a ação da insulina no fígado deve ter estimulado a atividade de enzimas da via glicolítica (Furuichi & Yone, 1982), reduzindo assim a disponibilidade de glicose para a síntese de glicogênio.

A quantidade de amido consumido também influencia o teor de gordura na carcaça (Wang et al., 2005; Ren et al., 2011), pois, o excesso de glicose é convertido em ácidos graxos e glicerol, o que proporciona maior deposição de triglicerídeos. A maior deposição de gordura na carcaça indica que a eficiência de utilização do amido foi maior na concentração de 370 g kg<sup>-1</sup> de amido. O teor de lipídeos é um fator importante na qualidade da carcaça, assim como a composição dos ácidos graxos, já que estão envolvidos na estabilidade física e na susceptibilidade a oxidação dos lipídeos (Faucorineau & Laroche, 1996). Portanto, o excesso de gordura reduz a qualidade da carcaça (El-Zaeem et al., 2012), que causa maior propensão à rancificação, com alterações no sabor (Faucorineau & Laroche, 1996) e redução do tempo de prateleira. O menor teor de gordura na carcaça dos peixes alimentados com 500 g kg<sup>-1</sup> de amido pode ser explicado pelo menor consumo de ração e conseqüentemente menor consumo de amido, o que reduz a disponibilidade de glicose para lipogênese.

Algumas espécies de peixes são capazes de modular a atividade das enzimas digestivas em resposta a alterações na composição da dieta (German et al., 2004). Entretanto, no presente estudo, a tilápia do Nilo não demonstrou plasticidade das enzimas digestivas com o aumento do teor de amido de milho na dieta. Isso pode ser explicado pela boa utilização dos carboidratos pelas tilápias (Shiau & Lin, 1993; Wang et al., 2005; Boonanuntanasarn et al., 2018), já que apresentam alta atividade da amilase pancreática

(Hidalgo et al., 1999) e intestino longo (Rodrigues et al., 2012), permitindo que a digesta fique por um período maior sobre a ação das enzimas digestivas. Associado a isso, a presença de microrganismos no intestino das tilápias com capacidade para fermentar carboidratos (Leenhouders et al., 2008) e com atividade amilolítica (Bairagi et al., 2002; Pedrotti et al., 2015), permite maior digestão do amido. Entretanto, o aumento da área de absorção intestinal, com o maior consumo de amido indica capacidade de adaptação não enzimática da tilápia do Nilo à qualidade do alimento.

A enzima alanina aminotransferase (ALT) é responsável pela retirada do grupamento amino do aminoácido alanina e transferi-lo para o  $\alpha$ -cetogluturato ( $\alpha$ -cetoácido), formando glutamato (novo aminoácido) e piruvato (Voet & Voet, 2013). Já a enzima aspartato aminotransferase (AST) é responsável pela retirada do grupamento amino do aminoácido aspartato e transferi-lo para o  $\alpha$ -cetogluturato, formando glutamato e oxaloacetato (Voet & Voet, 2013). Como o piruvato é substrato para a gliconeogênese, a menor atividade da ALT nos peixes alimentados com  $400 \text{ g kg}^{-1}$  de amido indica melhor utilização do amido, o que reduz a necessidade de formação de glicose. Nos peixes alimentados com  $500 \text{ g kg}^{-1}$ , a redução na atividade da ALT deve estar relacionada com o menor consumo de proteína, pois os peixes desse tratamento apresentaram menor consumo de ração. Estes resultados indicam que a adequada suplementação de amido em dietas para tilápia pode reduzir a excreção de amônia e conseqüentemente reduzir a poluição ambiental.

A melhor eficiência de utilização dos nutrientes, especialmente da proteína da dieta nos peixes alimentados com  $400 \text{ g kg}^{-1}$  de amido indica que a suplementação de amido pode contribuir para a redução dos custos de alimentação, pois a melhor utilização dos nutrientes causa redução no consumo de ração, sem prejuízos para o crescimento dos peixes. A maior eficiência de retenção proteica dos peixes alimentados com  $400 \text{ g kg}^{-1}$  indica um possível efeito poupador de proteína, como observado para tilápia híbrida, *Oreochromis niloticus* x *O. aureus* (Shiau & Chen, 1993) e outras espécies de peixes (Mohanta et al., 2007; Guerreiro et al., 2014; Rahman et al., 2017; Zhenyan et al., 2017) alimentadas com níveis crescentes de carboidratos na dieta.

Em função dos efeitos do óleo de gengibre e do amido sobre o crescimento e eficiência de utilização dos nutrientes, recomenda-se a utilização de  $1 \text{ ml kg}^{-1}$  de óleo de gengibre e de  $350$  a  $400 \text{ g kg}^{-1}$  de amido em dietas de juvenis de tilápia do Nilo.

## 5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Akhani, S.P., Vishwakarma, S.L., Goyal, R.K., 2004. Anti-diabetic activity of *Zingiber officinale* in streptozotocin-induced type I diabetic rats. *Journal of pharmacy and Pharmacology*, 56(1), 101-105.
- Bairagi, A., Ghosh, K.S., Sen, S.K., Ray, A.K., 2002. Enzyme producing bacterial flora isolated from fish digestive tracts. *Aquaculture International*, 10(2), 109-121.
- Baños, N., Baro, J., Castejon, C., Navarro, I., Gutierrez, J., 1998. Influence of high-carbohydrate enriched diets on plasma insulin levels and insulin and IGF-I receptors in trout. *Regulatory peptides*, 77(1-3), 55-62.
- Barazesh, H., Boujar Pour, M., Salari, S., Mohammad Abadi, T., 2013. The effect of ginger powder on performance, carcass characteristics and blood parameters of broilers. *International Journal of Advanced Biological and Biomedical Research*, 1(12), 1645-1651.
- Boonanuntasarn, S., 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 quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding, *Analytical Biochemistry*, v. 72, p. 248-254.
- Caraway, W.T., 1959. A stable starch substrate for the determination of amylase in serum and other body fluids. *American Journal of Clinical Pathology*, 32, 97-99.
- Carroll, N.V., Longley, R.W., Roe, J.H., 1956. The determination of glycogen in liver and muscle by use of anthrone reagent. *J Biol Chem*, 220(2), 583-593.
- Castillo, S., Gatlin III, D. M., 2015. Dietary supplementation of exogenous carbohydrase enzymes in fish nutrition: a review. *Aquaculture*, 435, 286-292.
- Chand, B., 2013. Antibacterial effect of garlic (*Allium sativum*) and ginger (*Zingiber officinale*) against *Staphylococcus aureus*, *Salmonella typhi*, *Escherichia coli* and *Bacillus cereus*. *The Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences*, 2(4), 2481.

- Chang, J.S., Wang, K.C., Yeh, C.F., Shieh, D.E., Chiang, L.C., 2013. Fresh ginger (*Zingiber officinale*) has anti-viral activity against human respiratory syncytial virus in human respiratory tract cell lines. *Journal of ethnopharmacology*, 145(1), 146-151.
- Cheng, Z. J., Hardy, R.W., 2003. Effects of extrusion processing of feed ingredients on apparent digestibility coefficients of nutrients for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture nutrition*, 9(2), 77-83.
- Cherry, I.S., Crandall Jr, L.A., 1932. The specificity of pancreatic lipase: its appearance in the blood after pancreatic injury. *American Journal of Physiology-Legacy Content*, 100(2), 266-273.
- Cummings, J.H., Englyst, H.N., 1995. Gastrointestinal effects of food carbohydrate. *The American journal of clinical nutrition*, 61(4), 938S-945S.
- Da Silveira, U.S., Logato, P.V.R., da Conceição Pontes, E., 2009. Utilização e metabolismo dos carboidratos em peixes. *Revista Eletrônica Nutritime*, 6(1), 817-836.
- Detmann, E., Souza, M.D., Valadares Filho, S.D.C., De Queiroz, A.C., Berchielli, T.T., Saliba, E.O.S., Cabral, L.S., Pina, D.S., Ladeira, M.M., Azevedo, J. A.G., 2012. Métodos para análise de alimentos. Visconde do Rio Branco, MG: Suprema, 214p.
- Ekwenye, U.N., Elegalam, N.N., 2005. Antibacterial activity of ginger (*Zingiber officinale* Roscoe) and garlic (*Allium sativum* L.) extracts on *Escherichia coli* and *Salmonella typhi*. *Int J Mol Adv Sci*, 1, 411-416.
- El-Zaeem, S.Y., Ahmed, M.M.M., Salama, M.S., El-Kader, W.N.A., 2012. Flesh quality differentiation of wild and cultured Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) populations. *African Journal of Biotechnology*, 11(17), 4085-4089.
- Enes, P., Panserat, S., Kaushik, S., Oliva-Teles, A., 2009. Nutritional regulation of hepatic glucose metabolism in fish. *Fish physiology and biochemistry*, 35(3), 519-539.
- Erlanger, B.F., Kokowsky, N., Cohen, W., 1961. The preparation and properties of two new chromogenic substrates of trypsin. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, v. 95, p.271-278.
- Fauconneau, B., Laroche, M., 1996. Characteristics of the flesh and quality of products of catfishes. *Aquatic Living Resources*, 9(S1), 165-179.

- Furlaneto, F.P.B., Ayroza, D., Ayroza, L., 2010. Análise econômica da produção de tilápia em tanques-rede, ciclo de verão, região do médio Paranapanema, Estado de São Paulo, 2009. *Informações Econômicas*, 40(4), 5-11.
- Furuichi, M., Yone, Y., 1982. Changes in activities of hepatic enzymes related to carbohydrate metabolism of fishes in glucose and insulin-glucose tolerance tests. *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries*, 48(3), 463-466.
- Furuya W.M., 2010. *Tabelas brasileiras para a nutrição de tilápias*. Toledo: GFM, 100p.
- García-Meilán, I., Ordóñez-Grande, B., Gallardo, M.A., 2014. Meal timing affects protein-sparing effect by carbohydrates in sea bream: Effects on digestive and absorptive processes. *Aquaculture*, 434, 121-128.
- German, D.P., Horn, M.H., Gawlicka, A., 2004. Digestive enzyme activities in herbivorous and carnivorous prickleback fishes (*Teleostei: Stichaeidae*): ontogenetic, dietary, and phylogenetic effects. *Physiological and Biochemical Zoology*, 77(5), 789-804.
- Guerreiro, I., Peres, H., Castro, C., Pérez-Jiménez, A., Castro-Cunha, M., Oliva-Teles, A., 2014. Water temperature does not affect protein sparing by dietary carbohydrate in Senegalese sole (*Solea senegalensis*) juveniles. *Aquaculture Research*, 45(2), 289-298.
- Hassanin, M., Hakim, Y., Badawi, M., 2014. Dietary effect of ginger (*Zingiber officinale roscoe*) on growth performance, immune response of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and disease resistance against *Aeromonas hydrophila*. *Abbassa Int. J. Aqua*, 7, 35-52.
- Hemre, G.I., Mommsen, T.P., Krogdahl, Å., 2002. Carbohydrates in fish nutrition: effects on growth, glucose metabolism and hepatic enzymes. *Aquaculture Nutrition*, 8(3), 175-194.
- Hidalgo, M.C., Urea, E., Sanz, A., 1999. Comparative study of digestive enzymes in fish with different nutritional habits. Proteolytic and amylase activities. *Aquaculture*, 170(3-4), 267-283.
- Holz IV IV, G.G., Kiihtreiber, W.M., Habener, J.F., 1993. Pancreatic beta-cells are rendered glucose-competent by the insulinotropic hormone glucagon-like peptide-1 (7-37). *Nature*, 361(6410), 362.

- Honorato, C.A., Almeida, L.C., Nunes, C.S., Carneiro, D. J., Moraes, G., 2010. Effects of processing on physical characteristics of diets with distinct levels of carbohydrates and lipids: the outcomes on the growth of pacu (*Piaractus mesopotamicus*). *Aquaculture Nutrition*, 16(1), 91-99.
- Incharoen, T., Yamauchi, K., Thongwittaya, N., 2010. Intestinal villus histological alterations in broilers fed dietary dried fermented ginger. *Journal of animal physiology and animal nutrition*, 94(5), e130-e137.
- Iqbal, Z., Nadeem, Q.K., Khan, M.N., Akhtar, M.S., Waraich, F.N., 2001. In vitro anthelmintic activity of *Allium sativum*, *Zingiber officinale*, *Curcubita mexicana* and *Ficus religiosa*. *International Journal of Agriculture and Biology*, 3(4), 454-457.
- Jauncey, K., Ross, B.A., 1982. A guide to tilapia feed and feeding. Scotland: University of Stirling, 111p.
- Jezerska, L., Zajonc, O., Rozbroj, J., Vyletělek, J., Zegzulka, J., 2014. Research on effect of spruce sawdust with added starch on flowability and pelletization of the material. *IERI Procedia*, 8, 154-163.
- Kazeem, M.I., Akanji, M.A., Yakubu, M.T., Ashafa, A.O.T., 2013. Protective effect of free and bound polyphenol extracts from ginger (*Zingiber officinale* Roscoe) on the hepatic antioxidant and some carbohydrate metabolizing enzymes of streptozotocin-induced diabetic rats. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2013, Article ID 935486, 7p.
- Kisielinski K., Willis S., Prescher A., Klosterhalfen A., Schumpelick V., 2002. A simple new method to calculate small intestine absorptive surface in the rat. *Clin. Exp. Med.* 2: 131-135.
- Koch, J.F.A., Esperancini, M.S.T., Barros, M.M., De Carvalho, P.L.P.F., Junior, A.C.F., Teixeira, C.P., Pezzato, L.E., 2014. Avaliação econômica da alimentação de tilápias em tanques-rede com níveis de proteína e energia digestíveis. *Boletim Do Instituto De Pesca*, 40(4), 605-616.
- Kumar, S., Sahu, N.P., Pal, A.K., Choudhury, D., Mukherjee, S.C., 2006. Studies on digestibility and digestive enzyme activities in *Labeo rohita* (Hamilton) juveniles: effect of microbial  $\alpha$ -amylase supplementation in non-gelatinized or gelatinized corn-based diet at two protein levels. *Fish Physiology and Biochemistry*, 32(3), 209-220.

- Leenhouders, J.I., Pellikaan, W.F., Huizing, H.F.A., Coolen, R.O.M., Verreth, J.A.J., Schrama, J.W., 2008. Fermentability of carbohydrates in an *in vitro* batch culture method using inocula from Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Aquaculture Nutrition*, 14(6), 523-532.
- Lin, H, Romsos, D.R, Tack, P.I, Leveille, G.A., 1978. Determination of glucose utilization in coho salmon [*Oncorhynchus kisutch* (Walbaum)] with (6-all) - and (u-14C)-glucose. *Comp Biochem Physiol* 59A: 189-191.
- Miranda, E.C., Pezzato, A.C., Pezzato, L.E., Furuya, W.M., 2000. Disponibilidade aparente de fósforo em ingredientes pela tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*). *Acta Scientiarum*, 22(3), 669-675.
- Mohamed, A.B., Al-Rubae, M.A., Jalil, A.Q., 2012. Effect of ginger (*Zingiber officinale*) on performance and blood serum parameters of broiler. *International Journal of Poultry Science*, 11(2), 143-146.
- Mohanta, K.N., Mohanty, S.N., Jena, J.K., 2007. Protein-sparing effect of carbohydrate in silver barb, *Puntius gonionotus* fry. *Aquaculture Nutrition*, 13(4), 311-317.
- Moro, G.V., Silva, T.S.C., Cyrino, J.E.P., 2017. Feed processing affected the digestibility of carbohydrate sources for dourado *Salminus brasiliensis*. *Aquaculture Nutrition*, 23(1), 40-45.
- Nile, S.H., Park, S.W., 2015. Chromatographic analysis, antioxidant, anti-inflammatory, and xanthine oxidase inhibitory activities of ginger extracts and its reference compounds. *Industrial Crops and Products*, 70, 238-244.
- NRC - National Research Council, 2011. Nutrient requirements of fish and shrimp. National academies press.
- Nya, E.J., Austin, B., 2009. Use of dietary ginger, *Zingiber officinale* Roscoe, as an immunostimulant to control *Aeromonas hydrophila* infections in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). *Journal of Fish Diseases*, 32(11), 971-977.
- Onu, P.N., Aja, P.M., 2011. Growth performance and haematological indices of weaned rabbits fed garlic (*Allium sativum*) and ginger (*Zingiber officinale*) supplemented diets. *International Journal of Food, Agriculture and Veterinary Sciences*, 1(1), 51-59.

- Ovie, S.O., Sadiku, S.O.E., Ovie, S.I., 2005. Protein-sparing activity of lipid and carbohydrate in the Giant African Mudfish, *H. longifilis* diets. Journal of Applied Sciences and Environmental Management, 9(3), 108-112.
- Pedrotti, F.S., Davies, S., Merrifield, D.L., Marques, M.R.F., Fraga, A.P.M., Mouriño, J.L.P., Fracalossi, D.M., 2015. The autochthonous microbiota of the freshwater omnivores jundiá (*Rhamdia quelen*) and tilapia (*Oreochromis niloticus*) and the effect of dietary carbohydrates. Aquaculture Research, 46(2), 472-481.
- Platel, K., Srinivasan, K., 1996. Influence of dietary spices or their active principles on digestive enzymes of small intestinal mucosa in rats. International journal of food sciences and nutrition, 47(1), 55-59.
- Platel, K., Srinivasan, K., 2000. Influence of dietary spices and their active principles on pancreatic digestive enzymes in albino rats. Molecular Nutrition & Food Research, 44(1), 42-46.
- Popma, T., Masser, M., 1999. Tilapia, life history and biology. Southern Regional Aquaculture Center (SRAC) Publication. United States Department of Agriculture. n. 283. 4p.
- Qualmann, C., Nauck, M.A., Holst, J.J., Ørskov, C., Creutzfeldt, W., 1995. Glucagon-like peptide 1 (7-36 hie) secretion in response to luminal sucrose from the upper and lower gut: a study using  $\alpha$ -glucosidase inhibition (Acarbose). Scandinavian journal of gastroenterology, 30(9), 892-896.
- Rahman, M.L., Salam, M.A., Ahsan, M.E., 2017. Protein-Sparing ability of carbohydrates from different sources in diets for fry of stinging Catfish *Heteropneustes fossilis*. Sains Malaysiana, 46(2), 239-244.
- Ren, M., Ai, Q., Mai, K., Ma, H., 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. Aquaculture Research, 42(10), 1467-1475.
- Ricker, W.E., 1979. Growth rates and models In: Hoar, W.S., Randall, D.J., Brett, J.R. (Eds), Fish Physiology, v.8: Bioenergetics and Growth. Academic Press, London, 677-743.
- Rodrigues, A.P.O., Gominho-Rosa, M.D.C., Cargnin-Ferreira, E., de Francisco, A., Fracalossi, D.M., 2012. Different utilization of plant sources by the omnivores jundiá

- catfish (*Rhamdia quelen*) and Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Aquaculture Nutrition*, 18(1), 65-72.
- Rostagno, H.S., Albino, L.F.T., Donzele, J.L., Gomes, P.C., de Oliveira, R.F., Lopes, D.C., Ferreira, A.S., Barreto, S.L.T., Euclides, R.F., 2011. Tabelas brasileiras para aves e suínos – composição de alimentos e exigências nutricionais. 3.ed. Viçosa, MG: Editora UFV, 252p.
- Sasidharan, I., Menon, A.N., 2010. Comparative chemical composition and antimicrobial activity fresh & dry ginger oils (*Zingiber officinale* Roscoe). *International Journal of Current Pharmaceutical Research*, 2(4), 40-43.
- Shaluei, F., Nematollahi, A., Naderi-Farsani, H.R., Rahimi, R., Kaboutari Katadj, J., 2017. Effect of ethanolic extract of *Zingiber officinale* on growth performance and mucosal immune responses in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture Nutrition*, 23(4), 814-821.
- Shareef, H.K., Muhammed, H.J., Hussein, H.M., Hameed, I.H., 2016. Antibacterial effect of ginger (*Zingiber officinale*) roscoe and bioactive chemical analysis using gas chromatography mass spectrum. *Oriental Journal of Chemistry*, 32(2), 20-40.
- Shiau S.Y., Lin S.F., 1993. Effect of supplemental dietary chromium and vanadium on the utilization of different carbohydrates in tilapia, *Oreochromis niloticus* x *O. Aureus*. *Aquaculture*, 110, 321-330.
- Shiau, S.Y., Chen, M.J., 1993. Carbohydrate utilization by tilapia (*Oreochromis niloticus* x *O. aureus*) as influenced by different chromium sources. *The Journal of nutrition*, 123(10), 1747-1753.
- Silverthorn, D.U., 2010. Metabolismo e equilíbrio energético, in: Silverthorn, D.U. (Eds.), *Fisiologia humana: uma abordagem integrada*. 5° ed. Artmed, Porto Alegre – RS, pp. 724- 756.
- Spannhof, L., Plantikow, H., 1983. Studies on carbohydrate digestion in rainbow trout. *Aquaculture*, 30(1-4), 95-108.
- Sutherland, J., Miles, M., Hedderley, D., Li, J., Devoy, S., Sutton, K., Lauren, D., 2009. In vitro effects of food extracts on selected probiotic and pathogenic bacteria. *International journal of food sciences and nutrition*, 60(8), 717-727.

- Talpur, A.D., Ikhwanuddin, M., Bolong, A.M.A., 2013. Nutritional effects of ginger (*Zingiber officinale* Roscoe) on immune response of Asian sea bass, *Lates calcarifer* (Bloch) and disease resistance against *Vibrio harveyi*. *Aquaculture*, 400, 46-52.
- Tekeli, A., Kutlu, H.R., Celik, L., Doran, F., 2010. Determination of the effects of *Z. officinale* and propolis extracts on intestinal microbiology and histological characteristics in broilers. *International Journal of Poultry Science*, 9(9), 898-906.
- Tomarelli, R.M., Charney, J., Harding, M.L., 1949. The use of azoalbumin as a substrate in the colorimetric determination of peptic and tryptic activity, *Journal Laboratory Clinical Medical*, v. 34, p. 428-433.
- Voet, D., Voet, J.G., 2013. Metabolismo dos aminoácidos, in: Voet, D., Voet, J.G. (Eds.), *Bioquímica*. 4º ed. Artmed, Porto Alegre – RS, pp.1019- 1087.
- Wang, H., Ng, T.B., 2005. An antifungal protein from ginger rhizomes. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 336(1), 100-104.
- Wang, Y., Liu, Y. J., Tian, L. X., Du, Z. Y., Wang, J. T., Wang, S., Xiao, W. P., 2005. Effects of dietary carbohydrate level on growth and body composition of juvenile tilapia, *Oreochromis niloticus* × *O. aureus*. *Aquaculture research*, 36(14), 1408-1413.
- Wilson, R.P., 1994. Utilization of dietary carbohydrate by fish. *Aquaculture*, 124(1-4), 67-80.
- Zhenyan, C., Jinghui, L., Baolong, Z., Zhenzhen, F., Jinhui, S., Dongqing, B., Jinsheng, S., Xiuting, Q., 2017. Verification of protein sparing by feeding carbohydrate to common carp *Cyprinus carpio*. *Chinese Journal of Oceanology and Limnology*, 35(2), 251-257.
- Zhou, H.L., Deng, Y.M., Xie, Q.M., 2006. The modulatory effects of the volatile oil of ginger on the cellular immune response in vitro and in vivo in mice. *Journal of ethnopharmacology*, 105(1-2), 301-305.

## **ANEXOS**

**ANEXO I: Certificado de aprovação do projeto pela comissão de ética no uso de animais de produção (CEUAP).**



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

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

Viçosa, 05 de Maio de 2017

## **CERTIFICADO**

Certificamos que o projeto intitulado "**Óleo de gengibre (*Zingiber officinale*) na eficiência de utilização de carboidratos em dietas para tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*)**", protocolo nº **054/2016**, sob a responsabilidade de **Jener Alexandre Sampaio Zuanon** - que envolve a produção, manutenção e/ou utilização de animais pertencentes ao filo chordata, subfílo vertebrata (exceto o homem), para fins de pesquisa científica (ou ensino) - encontra-se de acordo com os preceitos da lei nº 11.794, de 8 de outubro de 2008, do decreto nº 6.899, de 15 de julho de 2009, e com as normas editadas pelo conselho nacional de controle da experimentação animal (concea), e foi aprovado pela comissão de ética no uso de animais de produção da universidade federal de viçosa (ceuap-ufv) em reunião de **21 de Outubro de 2016**.

Finalidade:  **Pesquisa**       **Ensino**

Vigência do Projeto: de **05 de Mai. de 2017** a **31 de Dez. 2017**

Espécie/linhagem: **Peixes (*Oreochromis niloticus*)**      Nº de animais: **1020**

Peso: **3g - 50g**      Idade: **1 a 2 meses**      Sexo: **"-----"**      Origem: **Setor de Piscicultura/UFV - CPF/CNPJ: 25.944.455/0001-96**

## **CERTIFICATE**

We certify that the project entitled "**Ginger oil (*Zingiber officinale*) on the efficiency of use of carbohydrates in diets for Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*)**", protocol nº **054/2016**, under the responsibility of **Jener Alexandre Sampaio Zuanon** - which involves the production, maintenance and/or use of animals belonging to the phylum chordata, subphylum vertebrata (except man), for scientific research purposes (or education) - is in accordance with the law nº. 11.794, of October 8, 2008, Decree nº. 6899 of July 15, 2009, and the rules issued by the Brazilian National Council for Animal Experimentation Control (CONCEA), and was approved by the Ethics Commission on the use of farm animals of Universidade Federal de Viçosa (CEUAP-UFV) in its meeting on **Oct, 21th, 2016**.

Finality:  **Research**       **Education**

Duration of the Project: from **May, 05th, 2017** to **Dec, 31th, 2017**.

Species / strain: **Fish (*Oreochromis niloticus*)**      Nº of animals: **1020**

Weight: **3g - 50g**      Age: **1 to 2 months**      Sex: **"-----"**      Source: **Setor de Piscicultura/UFV - CPF/CNPJ: 25.944.455/0001-96**

Mário Luiz Chizzotti  
Coordenador da CEUAP/UFV

**ANEXO II:** Resumo das análises estatísticas com o p-valor das variáveis analisadas.

Variáveis	Interação amido x gengibre	Efeito do amido de milho				Efeito do gengibre			
		Teste F	L	Q	C	Teste F	L	Q	C
Taxa de sobrevivência (TS)	0,8477	0,3309	-	-	-	0,4920	-	-	-
Comprimento final (CF)	0,0904	0,0000	-	-	-	0,2763	-	-	-
Desdobramento CF:									
Amido: 0,00 gengibre	-	<0,0001	<0,0001	0,0001	-	-	-	-	-
Amido: 0,57 gengibre	-	<0,0001	<0,0001	0,0008	-	-	-	-	-
Amido: 1,14 gengibre	-	<0,0001	<0,0001	0,0079	-	-	-	-	-
Amido: 2,27 gengibre	-	<0,0001	<0,0001	<0,0001	-	-	-	-	-
Gengibre: 300 amido	-	-	-	-	-	0,0393	0,3362	0,0071	0,7039
Gengibre: 400 amido	-	-	-	-	-	0,2546	-	-	-
Gengibre: 500 amido	-	-	-	-	-	0,4743	-	-	-
Ganho de peso (GP)	0,0681	<0,0001	-	-	-	0,0472	-	-	-
Desdobramento GP:									
Amido: 0,00 gengibre	-	<0,0001	<0,0001	0,0006	-	-	-	-	-
Amido: 0,57 gengibre	-	<0,0001	<0,0001	0,0009	-	-	-	-	-
Amido: 1,14 gengibre	-	<0,0001	<0,0001	0,0486	-	-	-	-	-
Amido: 2,27 gengibre	-	<0,0001	<0,0001	<0,0001	-	-	-	-	-
Gengibre: 300 amido	-	-	-	-	-	0,0053	0,0675	0,0026	0,3311
Gengibre: 400 amido	-	-	-	-	-	0,1427	-	-	-
Gengibre: 500 amido	-	-	-	-	-	0,8019	-	-	-
Consumo de ração (CR)	0,1000	<0,0001	<0,0001	<0,0001	-	0,0531	0,1750	0,3705	0,0223
Conversão alimentar (CA)	0,2054	<0,0001	<0,0001	<0,0001	-	0,2938	-	-	-
Consumo estimado de amido (CAM)	0,1969	<0,0001	<0,0001	<0,0001	-	0,0559	0,1855	0,6084	0,0174
Taxa de crescimento específico (TCE)	0,1561	<0,0001	<0,0001	<0,0001	-	0,0392	0,2462	0,6218	0,0090
Taxa de eficiência proteica (TEP)	0,2404	<0,0001	<0,0001	<0,0001	-	0,2766	-	-	-
Eficiência de retenção proteica (ERP)	0,8054	<0,0001	<0,0001	<0,0001	-	0,4372	-	-	-

L – efeito linear; Q – efeito quadrático; C – efeito cúbico.

**ANEXO II:** Resumo das análises estatísticas com o p-valor das variáveis analisadas (continuação).

Variáveis	Interação amido x gingibre	Efeito do amido de milho				Efeito do gengibre			
		Teste F	L	Q	C	Teste F	L	Q	C
Rendimento de carcaça (RC)	0,7961	<0,0001	<0,0001	<0,0001	-	0,7525	-	-	-
Índice hepatossomático (IHS)	0,2220	<0,0001	0,8999	0,0000	-	0,0514	0,5675	0,7442	0,0073
Glicose sanguínea	0,9517	0,0043	0,0321	0,0084	-	0,8193	-	-	-
Triglicerídeos sanguíneo	0,6792	0,3352	-	-	-	0,8075	-	-	-
Colesterol sanguíneo	0,7976	0,0085	0,0028	0,3877	-	0,3007	-	-	-
Glicogênio hepático	0,8584	0,0042	0,0554	0,0048	-	0,8985	-	-	-
Glicogênio muscular	0,9637	<0,0001	<0,0001	0,0006	-	0,6613	-	-	-
Atividade da enzima protease total	0,2545	0,2308	-	-	-	0,4475	-	-	-
Atividade da enzima tripsina	0,3650	0,2910	-	-	-	0,0895	0,1123	0,9185	0,0438
Atividade da enzima amilase	0,9385	0,1107	-	-	-	0,8940	-	-	-
Atividade da enzima lipase	0,9647	0,3245	-	-	-	0,8310	-	-	-
Atividade da enzima ALT	0,8743	0,0123	0,0037	0,5852	-	0,7143	-	-	-
Atividade da enzima AST	0,8754	0,2867	-	-	-	0,8805	-	-	-
Matéria seca da carcaça	0,0391	0,0004	-	-	-	0,0014	-	-	-
Desdobramento matéria seca da carcaça:									
Amido: 0,00 gengibre	-	0,1541	-	-	-	-	-	-	-
Amido: 0,57 gengibre	-	0,0224	0,0939	0,0250	-	-	-	-	-
Amido: 1,14 gengibre	-	0,0031	0,0288	0,0061	-	-	-	-	-
Amido: 2,27 gengibre	-	0,0040	0,0361	0,0070	-	-	-	-	-
Gengibre: 300 amido	-	-	-	-	-	0,9273	-	-	-
Gengibre: 400 amido	-	-	-	-	-	0,1396	-	-	-
Gengibre: 500 amido	-	-	-	-	-	0,0001	0,0029	0,4369	0,0002

L – efeito linear; Q – efeito quadrático; C – efeito cubico.

**ANEXO II:** Resumo das análises estatísticas com o p-valor das variáveis analisadas (continuação).

Variáveis	Interação amido x gengibre	Efeito do amido de milho				Efeito do gengibre			
		Teste F	L	Q	C	Teste F	L	Q	C
Proteína bruta da carcaça	0,8787	0,2060	-	-	-	0,1266	-	-	-
Extrato etéreo da carcaça	0,3310	<0,0001	0,0459	<0,0001	-	0,1289	0,3293	0,5455	0,0097
Altura da vilosidade	0,6575	0,5142	-	-	-	0,8086	-	-	-
Largura da vilosidade	0,8202	0,7991	-	-	-	0,4108	-	-	-
Área de superfície de absorção (ASA)	0,0966	0,7976	-	-	-	0,3101	-	-	-
Desdobramento ASA:									
Amido: 0,00 gengibre	-	0,1064	-	-	-	-	-	-	-
Amido: 0,57 gengibre	-	0,7648	-	-	-	-	-	-	-
Amido: 1,14 gengibre	-	0,8288	-	-	-	-	-	-	-
Amido: 2,27 gengibre	-	0,0490	0,9958	0,0148	-	-	-	-	-
Gengibre: 300 amido	-	-	-	-	-	0,1826	-	-	-
Gengibre: 400 amido	-	-	-	-	-	0,0535	0,0088	0,5375	0,5629
Gengibre: 500 amido	-	-	-	-	-	0,5831	-	-	-

L – efeito linear; Q – efeito quadrático; C – efeito cubico.