

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

RAFAELA MOCOCHINSKI GONÇALVES

DESEMPENHO E METABOLISMO LIPÍDICO EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO
(*Oreochromis niloticus*) SUBMETIDOS A DIFERENTES NÍVEIS DE SALINIDADE



PALOTINA

2018

RAFAELA MOCOCHINSKI GONÇALVES

DESEMPENHO E METABOLISMO LIPÍDICO EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO
(*Oreochromis niloticus*) SUBMETIDOS A DIFERENTES NÍVEIS DE SALINIDADE

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Aquicultura e Desenvolvimento Sustentável, Área de Concentração em Produção de Organismos Aquáticos e Impactos Ambientais da Atividade de Aquicultura, Setor Palotina, Universidade Federal do Paraná, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Aquicultura e Desenvolvimento Sustentável.

Orientador: Prof^a. Dr^a. Lilian Dena dos Santos

Coorientador: Prof. Dr. Ricardo Fiori Zara

PALOTINA

2018

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

G635 Gonçalves, Rafaela Mochinski
Desempenho e metabolismo lipídico em juvenis de tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*) submetidos a diferentes níveis de salinidade / Rafaela Mochinski Gonçalves. – Palotina, 2018.
75f.

Orientadora: Lilian Dena dos Santos
Coorientador: Ricardo Fiori Zara
Dissertação (mestrado) – Universidade Federal do Paraná, Setor Palotina, Programa de Pós-graduação em Aquicultura e Desenvolvimento Sustentável.

1. Metabólitos sanguíneos. 2. Ômega-3. 3. Ômega-6.
4. Psicultura. 5. Gordura. I. Santos, Lilian Dena dos. II. Zara, Ricardo Fiori. III. Universidade Federal do Paraná. IV. Título.

CDU 639.3



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
SETOR PALOTINA
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO AQUICULTURA E
DESENVOLVIMENTO SUSTENTÁVEL - 40001016078P2

TERMO DE APROVAÇÃO

Os membros da Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação em AQUICULTURA E DESENVOLVIMENTO SUSTENTÁVEL da Universidade Federal do Paraná foram convocados para realizar a arguição da dissertação de Mestrado de **RAFAELA MOCOCHINSKI GONÇALVES** intitulada: **Desempenho e metabolismo lipídico em juvenis de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) submetidos a diferentes salinidades**, após terem inquirido a aluna e realizado a avaliação do trabalho, são de parecer pela sua APROVAÇÃO no rito de defesa.

A outorga do título de mestre está sujeita à homologação pelo colegiado, ao atendimento de todas as indicações e correções solicitadas pela banca e ao pleno atendimento das demandas regimentais do Programa de Pós-Graduação.

Palotina, 20 de Dezembro de 2018.



RICARDO FIORI ZARA

Presidente da Banca Examinadora (UTFPR)



SOLANGE MARIA COTTICA

Avaliador Externo (UTFPR)



ALVARO JOSÉ DE ALMEIDA BICUDO

Avaliador Interno (UFPR)

DADOS CURRICULARES DA AUTORA

Rafaela Mocoichinski Gonçalves, filha de Waldir Ribeiro Gonçalves e Vivian Mocoichinski Ribeiro Gonçalves, é natural da cidade de Curitiba – Paraná, onde nasceu aos 09 dias do mês de Novembro de 1983.

Em Março de 2004 ingressou no Curso de Licenciatura em Ciências Biológicas da Pontifícia Universidade Católica do Paraná – PUC-PR, obtendo o título em Julho de 2007. Em 2010 concluiu o curso de pós-graduação, em nível de especialização, em Conservação da Natureza e Educação Ambiental, e em 2013 os cursos de Educação do Campo e de Gestão em Processos de Educação, Diversidade e Inclusão. Em Julho de 2016 ingressou no Programa de Pós-graduação em Aquicultura e Desenvolvimento Sustentável da Universidade Federal do Paraná – Setor Palotina, submetendo a dissertação à banca examinadora em Dezembro de 2018.

Aos meus pais Waldir e Vivian, e à minha irmã Flavia.

*Pessoas que traduzem a minha existência e apoiam
incondicionalmente todas as minhas escolhas, dando-me
força para seguir adiante.*

Dedico.

AGRADECIMENTOS

A Deus pelo dom da vida, por estar sempre presente em minha vida, por todas as coisas boas que colocou em meu caminho e por ter me dado força e perseverança para chegar até aqui.

Aos meus pais **Waldir e Vivian**, que muitas vezes a custo de muito esforço e alguns sacrifícios sempre deram a mim e a minha irmã as melhores condições para viver. Agradeço por todos os ensinamentos, conselhos e lições que já tive, e por todos os outros que ainda terei nesta constante educação que recebo. Obrigada por serem o maior exemplo de bondade, honestidade e dedicação que tenho em minha vida. Esta pequena conquista e todas as outras que tive e terei devo a vocês.

A minha irmã **Flavia** pelo seu amor, carinho e admiração por mim. Isso me faz querer sempre ser uma pessoa melhor.

Aos meus avós **Vitório, Maria e João** (*in memoriam*) e a minha querida vó **Ivette**, por serem os pilares da nossa família e nos mostrarem a importância da união e do afeto entre irmãos.

Ao **Sergio Rodrigo Fernandes** pelo incentivo desde o início do mestrado, pelo apoio e por todas as infinitas horas de contribuição durante a execução deste projeto e elaboração da dissertação. Obrigada pela amizade, por todo carinho e atenção, e por ser meu companheiro para todas as horas.

A técnica e amiga **Marlise Teresinha Mauerwerk**, a amiga **Izabel Volkweis Zadinelo** e aos alunos e amigos **Gabriela Curioni Manfrin, Leonardo Aluisio Baumgartner** e **Julia Isabelle Couto Siqueira**, pelo comprometimento, dedicação e disponibilidade em ajudar durante todo o desenvolvimento deste projeto. Obrigada por toda amizade e pelos momentos de descontração. Vocês moram no meu coração.

As minhas lindas amigas **Luciana Kelly Oliveira Silva, Maria Kelviane Costa Gomes** e **Letícia Pilz**, pela ajuda e dedicação durante as coletas. Obrigada por me incentivarem nos momentos em que desanimei. Obrigada pelas trocas de conhecimento e pelas conversas descontraídas.

A professora **Dr.^a Lilian Dena dos Santos**, por acreditar e confiar em mim, e pela oportunidade de realizar este projeto. Obrigada pela orientação e pelo auxílio durante todas as etapas do meu mestrado, por todos os ensinamentos adquiridos e pelo exemplo de pessoa e profissional, que em muito contribui para minha formação.

Ao professor **Dr. Ricardo Fiori Zara**, por todas as horas dedicadas na co-orientação deste projeto, por todos os ensinamentos adquiridos e pelo auxílio nas análises de ácidos graxos. Obrigada pela ajuda e contribuição ao meu mestrado.

A professora **Dr.^a Lilian Carolina Rosa**, pela disposição em colaborar com o meu projeto de mestrado, pela ajuda e apoio nos momentos que precisei. Obrigada por ceder os espaços do Laboratório de Sistemas de Produção do Pescado e do Laboratório de Produção e Reprodução de Peixes (LAPERP). E muito obrigada por disponibilizar os seus alunos de IC e toda equipe do LAPERP, eles contribuíram muito para o melhor desenvolvimento deste projeto.

Ao professor **Dr. Fabiano Bendhack**, foi através de você que eu descobri e me apaixonei pela aquicultura. Obrigada por acreditar no meu potencial e me encaminhar para as oportunidades de conhecimento. Com certeza, os anos trabalhados no CPPOM foram as minhas melhores experiências na aquicultura e me proporcionaram muitos conhecimentos. Obrigada pelos ensinamentos e por contribuir com a minha formação como profissional na área de aquicultura.

Ao meu “irmãozinho” **José Anchieta Fernandes Filho**, pela amizade sincera, pelas conversas e trocas de conhecimento, pelos ensinamentos da larvicultura de ostras e da produção de microalgas, e por todos os dias de muito trabalho e esforço que passamos juntos. Somos família.

Ao professor **Dr. Álvaro Bicudo**, pela disponibilidade em ajudar e por esclarecer muitas dúvidas que surgiram no meio do caminho. Obrigada pelos ensinamentos compartilhados e pelo exemplo de pessoa e profissional. Obrigada pelas contribuições para o meu projeto e minha dissertação.

A professora **Dr.^a Solange Maria Cottica**, pelos conhecimentos compartilhados e pela contribuição na banca examinadora.

Aos meus amigos **Eduardo Michelin do Nascimento, Ricardo Kliemann, Larissa Goltz, Carine Bach, Heloise Maggioni, Luiz Manoel, Thalyane Rodrigues, Deborah Sandri, Daniela Borges** e toda equipe do **GENFOR** pelos momentos de trabalho e de festas, pela ajuda na rotina do laboratório e pelos momentos de descontração que ficarão guardados pra sempre no meu coração.

Ao professor **Dr. Américo Fróes Garcez Neto** e ao **Departamento de Zootecnia da UFPR Setor Palotina**, por terem me proporcionado a oportunidade de fazer o mestrado e pela compreensão nos momentos em que me dediquei aos estudos.

Aos professores **Dr. Eduardo Luis Cupertino Ballester** e **Dr. Leandro Portz**, pela disposição e contribuição para a minha formação.

Ao **Programa de Pós Graduação em Aquicultura e Desenvolvimento Sustentável**, a **UFPR Setor Palotina** e a todos os professores e colaboradores, obrigada por contribuírem com a minha formação.

A toda a minha **família** e meus **amigos** que sempre torceram por mim e que, mesmo de longe, mandam energias positivas.

MUITO OBRIGADA!

*“A lei da mente é implacável.
O que você pensa, você cria;
O que você sente, você atrai;
O que você acredita
Torna-se realidade.”*

(Buda)

RESUMO

O metabolismo de ácidos graxos nos peixes é influenciado por vários fatores e difere entre peixes de água doce e marinhos. As tilápias estão entre as principais espécies de água doce cultivadas no mundo devido a sua alta capacidade de adaptação a diferentes ambientes, o que permite a sua criação em água doce, salobra ou salgada, tornando-as uma alternativa para cultivo em regiões litorâneas. O objetivo deste estudo foi avaliar a influência da salinidade e da dieta no desempenho, metabolismo e perfil de ácidos graxos em juvenis de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*). O delineamento experimental foi inteiramente casualizado em esquema fatorial 4 x 2 com quatro repetições. Os tratamentos foram estabelecidos a partir da combinação das salinidades 0, 10, 20 e 30 g.L⁻¹ com dietas contendo ingredientes de origem animal e vegetal (AV), ou apenas ingredientes de origem vegetal (V). As repetições foram caixas de 60 L contendo 12 peixes com peso corporal (PC) inicial de 26,23 ± 4,22 g. A aclimatação à salinidade foi realizada gradualmente, com elevação de 5 g.L⁻¹ a cada 24 horas. O período experimental foi de 32 dias, e as dietas foram fornecidas três vezes ao dia até atingir a saciedade aparente dos peixes. Os efeitos isolados de salinidade e de ração, e a interação entre ambos foram testados na análise de variância ao nível de 5% de significância. Quando o efeito de salinidade foi significativo, os dados foram analisados por regressão até segunda ordem (quadrática). Houve interação entre os níveis de salinidade e os tipos de dieta para PC final, ganho médio diário, comprimento total e comprimento padrão. Essas variáveis diminuíram linearmente com a salinidade na dieta V, porém, não foram influenciadas pela salinidade na dieta AV. O consumo de ração diário reduziu linearmente com o aumento da salinidade. O índice hepatossomático aumentou linearmente com o aumento da salinidade e foi maior na dieta AV. A concentração plasmática de proteínas totais apresentou resposta quadrática aos níveis de salinidade, com valor máximo estimado de 2,96 g.dL⁻¹ para a salinidade de 10,26 g.L⁻¹. As concentrações plasmáticas de colesterol e triglicerídeos foram maiores na dieta AV. Para a composição química corporal verificou-se que o teor de proteína bruta foi maior na dieta V e que o teor de extrato etéreo apresentou resposta quadrática aos níveis de salinidade, com valor máximo estimado de 19,85%, em base matéria seca, para a salinidade de 9,16 g.L⁻¹. Quanto ao perfil de ácidos graxos depositados nos peixes, observou-se que as proporções de C17, C18, C22:1 e C22:3n-6 aumentaram linearmente, enquanto a relação n-6:n-3 reduziu linearmente com o aumento da salinidade. As proporções de C14 ao C17, C20:1, C20:5n-3 e C22:6n-3 foram maiores na dieta V, enquanto as proporções de C18:2n-6, C18:3n-6, C18:3n-3 e C20:3n-6 e a relação n-6:n-3 foram maiores na dieta AV. Dado o maior desempenho zootécnico e a maior taxa de sobrevivência, recomenda-se o cultivo de juvenis de tilápia do Nilo em salinidade próxima de 10 g.L⁻¹ associada com a dieta contendo ingredientes de origem animal e vegetal.

Palavras-chave: Metabólitos sanguíneos. Ômega-3. Ômega-6. Piscicultura. Gordura.

ABSTRACT

The fatty acid metabolism in fish is affected by several factors and change between freshwater and seawater species. The tilapias are the mainly freshwater species reared in the world due to its great capacity of adaptation to different environments, which allows their farming in fresh, brackish or saltwater and, thus, becoming an alternative to the coastal regions. The purpose of this study was to evaluate the influence of salinity and diet on the performance, metabolism and fatty acid profile in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) juvenile. The experimental design was completely randomized in a 4 x 2 factorial scheme with four replicates. The treatments were determined by the combination of the salinities 0, 10, 20 and 30 g.L⁻¹ with diets containing animal and vegetable origin ingredients (AV) or only vegetable origin ingredients (V). The replicates were tanks of 60 L containing 12 fish with initial body weight (BW) of 26.23 ± 4.22 g. The acclimation to salinities was performed gradually, with an increase of 5 g.L⁻¹ in intervals of 24 hours. The experimental period was 32 days and fish were fed three times a day up to apparent satiety. The isolated effects of salinity and diet, and their interactions were tested in the analysis of variance (ANOVA) at 5% probability. When the effect of salinity was significant, data were analyzed by regression up to second order (quadratic effect). An interaction effect between salinity levels and diet types was detected for final BW, average daily gain (ADG), total length (TL) and standard length (SL). These traits decreased linearly with salinity in diet V, but were not influenced by salinity in diet AV. The daily feed intake (DFI) reduced linearly with the increase of salinity. Hepatosomatic index (HSI) increased linearly with the increase of salinity and was higher in diet AV. The plasma concentration of total proteins (TP) had a quadratic effect to salinity levels, with maximum estimated value of 2.96 g.dL⁻¹ for salinity 10.26 g.L⁻¹. Plasma concentrations of cholesterol and triglycerides (TG) were higher in diet AV. For body chemical composition, it was verified that crude protein (CP) content was higher in diet V, and the ether extract (EE) content presented a quadratic effect to salinity levels, with maximum estimated value of 19.85%, on dry matter basis, for salinity 9.16 g.L⁻¹. Regarding the profile of fatty acid deposited in the fish, the proportions of C17, C18, C22:1 and C22:3n-6 increased linearly, while n-6:n-3 ratio decreased linearly with the increase of salinity. Proportions of C14 to C17, C20:1, C20:5n-3 and C22:6n-3 were higher in diet V, while the proportions of C18:2n-6, C18:3n-6, C18:3n-3 and C20:3n-6 and n-6:n-3 ratio were higher in diet AV. Regarding the better performance and the higher survival rate, the cultivation of Nile tilapia juvenile is recommended in salinity close to 10 g.L⁻¹ with diet containing ingredients of animal and vegetable origin.

Key-words: Blood metabolites. Omega-3. Omega-6. Fish-farming. Fat.

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 – INGREDIENTES E COMPOSIÇÃO QUÍMICA DAS RAÇÕES FORNECIDAS AOS JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>) DURANTE O EXPERIMENTO	33
TABELA 2 – PARÂMETROS DE QUALIDADE DA ÁGUA NOS TRATAMENTOS AVALIADOS	34
TABELA 3 – COMPOSIÇÃO QUÍMICA DOS JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>) NO INÍCIO DO EXPERIMENTO	38
TABELA 4 – PROPORÇÃO DE ÁCIDOS GRAXOS (%) DAS RAÇÕES FORNECIDAS AOS JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>) DURANTE O EXPERIMENTO	40
TABELA 5 – CARACTERÍSTICAS DE DESEMPENHO DE JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>) CULTIVADAS EM NÍVEIS CRESCENTES DE SALINIDADE RECEBENDO DIETA CONTENDO INGREDIENTES DE ORIGEM ANIMAL E VEGETAL (AV) OU APENAS INGREDIENTES DE ORIGEM VEGETAL (V).....	43
TABELA 6 – CARACTERÍSTICAS DE EFICIÊNCIA ALIMENTAR DE JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>) CULTIVADAS EM NÍVEIS CRESCENTES DE SALINIDADE RECEBENDO DIETA CONTENDO INGREDIENTES DE ORIGEM ANIMAL E VEGETAL (AV) OU APENAS INGREDIENTES DE ORIGEM VEGETAL (V).....	44
TABELA 7 – TAXA DE SOBREVIVÊNCIA DE JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>) CULTIVADAS EM NÍVEIS CRESCENTES DE SALINIDADE RECEBENDO DIETA CONTENDO INGREDIENTES DE ORIGEM ANIMAL E VEGETAL (AV) OU APENAS INGREDIENTES DE ORIGEM VEGETAL (V)	44
TABELA 8 – CARACTERÍSTICAS DO HEPATOPÂNCREAS E CONCENTRAÇÃO PLASMÁTICA DE METABÓLITOS EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>) CULTIVADAS EM NÍVEIS CRESCENTES DE SALINIDADE RECEBENDO DIETA CONTENDO INGREDIENTES DE ORIGEM ANIMAL E VEGETAL (AV) OU APENAS INGREDIENTES DE ORIGEM VEGETAL (V)	47

TABELA 9 – COMPONENTES QUÍMICOS DE JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>) CULTIVADAS EM NÍVEIS CRESCENTES DE SALINIDADE RECEBENDO DIETA CONTENDO INGREDIENTES DE ORIGEM ANIMAL E VEGETAL (AV) OU APENAS INGREDIENTES DE ORIGEM VEGETAL (V)	52
TABELA 10 – PROPORÇÃO DE ÁCIDOS GRAXOS (%) NO TECIDO ADIPOSEO DE JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>) CRIADAS EM NÍVEIS CRESCENTES DE SALINIDADE RECEBENDO DIETA RAÇÃO CONTENDO INGREDIENTES DE ORIGEM ANIMAL E VEGETAL (AV) OU APENAS INGREDIENTES DE ORIGEM VEGETAL (V)	56

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 – ESTRUTURA QUÍMICA DOS ÁCIDOS LINOLEICO E LINOLÊNICO, DERIVADOS DAS SÉRIES ÔMEGA-6 E ÔMEGA-3, RESPECTIVAMENTE	27
FIGURA 2 – PROCESSOS DE DESSATURAÇÃO E ELONGAÇÃO DE ÁCIDOS GRAXOS DE CADEIA LONGA	28
FIGURA 3 – EFEITO DA SALINIDADE NO ÍNDICE HEPATOSSOMÁTICO (IHS) EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>).....	48
FIGURA 4 – EFEITO DA SALINIDADE NA CONCENTRAÇÃO PLASMÁTICA DE PROTEÍNAS TOTAIS (PT) EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>)	49
FIGURA 5 – EFEITO DA SALINIDADE NO TEOR DE EXTRATO ETÉREO (EE) EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>).....	53
FIGURA 6 – EFEITO DA SALINIDADE NA PROPORÇÃO DOS ÁCIDOS GRAXOS C17, C18, C22:1 E C22:5n-6 EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>).....	57
FIGURA 7 – EFEITO DA SALINIDADE NA RELAÇÃO ÔMEGA-6:ÔMEGA-3 (n-6:n-3) EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (<i>Oreochromis niloticus</i>)....	58

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

AA	– ácido araquidônico
AGMI	– ácidos graxos monoinsaturados
AGPI	– ácidos graxos poli-insaturados
AGPI:AGS	– relação entre ácidos graxos poli-insaturados e ácidos graxos saturados
AGS	– ácidos graxos saturados
AMA	– água marinha artificial
AOAC	– <i>Association of Official Analytical Chemists</i>
APHA	– <i>American Public Health Association</i>
AV	– dieta contendo ingredientes de origem animal e vegetal
CA	– conversão alimentar
CEUA	– Comitê de Ética no Uso de Animais
CONCEA	– Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal
CP	– comprimento padrão
CPT	– consumo de proteína total
CRD	– consumo de ração diário
CRT	– consumo de ração total
CT	– comprimento total
DHA	– ácido docosaexanóico
EB	– energia bruta
EE	– extrato etéreo
EPA	– ácido eicosapentanóico
FAO	– <i>Food and Agriculture Organization</i>
FB	– fibra bruta
GMD	– ganho médio diário
GPT	– ganho de peso total
IHS	– índice hepatossomático
LA	– ácidos linoleico
LNA	– ácido α -linolênico
MM	– matéria mineral
MN	– matéria natural
MS	– matéria seca

n-3	– ômega-3
n-6	– ômega-6
n-6:n-3	– relação entre ácidos graxos ômega-6 e ômega-3
NRC	– <i>National Research Council</i>
OD	– oxigênio dissolvido
PB	– proteína bruta
PC	– peso corporal
PT	– proteínas totais
TCE	– taxa de crescimento específico
TEP	– taxa de eficiência proteica
TG	– triglicerídeos
TS	– taxa de sobrevivência
UFPR	– Universidade Federal do Paraná
UM	– umidade
UTFPR	– Universidade Tecnológica Federal do Paraná
V	– dieta contendo ingredientes de origem vegetal
VLDL	– lipoproteínas de densidade muito baixa

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	19
2	OBJETIVOS.....	21
2.1	OBJETIVO GERAL.....	21
2.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	21
3	REVISÃO DE LITERATURA.....	22
3.1	CULTIVO DE TILÁPIA.....	22
3.2	TILÁPIAS E A RELAÇÃO COM A SALINIDADE.....	23
3.3	COMPOSIÇÃO QUÍMICA E DEPOSIÇÃO DE ÁCIDOS GRAXOS EM PEIXES.....	25
4	MATERIAL E MÉTODOS.....	31
4.1	LOCAL DE ESTUDO E PERÍODO EXPERIMENTAL.....	31
4.2	MANEJO DOS PEIXES E CONDIÇÕES LABORATORIAIS.....	31
4.3	PROCEDIMENTOS EXPERIMENTAIS.....	32
4.4	AMOSTRAGEM E VARIÁVEIS ANALISADAS.....	35
4.4.1	Desempenho zootécnico.....	35
4.4.2	Índice hepatossomático.....	36
4.4.3	Dosagem de metabólitos sanguíneos.....	36
4.4.4	Análises químicas.....	37
4.4.5	Análise de perfil de ácidos graxos.....	38
4.5	ANÁLISES ESTATÍSTICAS.....	41
5	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	42
5.1	DESEMPENHO ZOOTÉCNICO, EFICIÊNCIA ALIMENTAR E TAXA DE SOBREVIVÊNCIA.....	42
5.2	CONDIÇÃO METABÓLICA.....	47
5.3	COMPOSIÇÃO QUÍMICA.....	52
5.4	PERFIL DE ÁCIDOS GRAXOS.....	55
6	CONCLUSÃO.....	62
	REFERÊNCIAS.....	63
	ANEXO 1 – TERMO DE APROVAÇÃO NO CEUA.....	75

1 INTRODUÇÃO

A aquicultura tem contribuído para o crescimento da produção de pescado para o consumo humano, e atualmente é o setor que mais cresce entre as atividades voltadas para a produção de alimentos. Segundo dados publicados pela FAO (2018), a produção mundial de peixe atingiu o recorde de 171 milhões de toneladas em 2016, dos quais a aquicultura representou 47% do total, e 53% quando se exclui utilizações alimentares (incluindo a preparação de farinhas e óleos de peixe). Dentre as diversas modalidades de produção em aquicultura, a piscicultura é a que mais se destaca e, em âmbitos nacionais, produziu 691.700 toneladas de peixes de cultivo em 2017, sendo a tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) a espécie mais importante cultivada no país (FAO, 2018).

Segundo a Associação Brasileira de Piscicultura, a tilapicultura representa 51,7% da piscicultura nacional, com 357.639 toneladas produzidas em 2017 (PEIXE BR, 2018). A preferência de grande parte dos piscicultores brasileiros pela sua utilização pode ser explicada pelas suas características zootécnicas desejáveis para o setor produtivo, como rusticidade, fácil adaptação a diferentes ambientes, boa conversão alimentar, rápido crescimento, resistência a doenças e a capacidade de suportar altas densidades de povoamento (VIEIRA et al., 2005).

A maioria das espécies de tilápias é eurialina, ou seja, são capazes de suportar amplas variações de salinidade podendo ser cultivadas em água doce, salobra ou salgada. Assim, considerando a grande área costeira brasileira, buscam-se alternativas para utilizar essa característica de forma sustentável, como o policultivo com a carcinicultura (cultivo de camarão) e o aproveitamento de águas de rejeito de dessalinização, e para facilitar a adaptação às mudanças ambientais que afetam a salinidade das águas em locais que já possuem o cultivo de tilápia (PORTO et al., 2006). Para que essas alternativas se tornem aplicáveis, é preciso conhecer os processos que ocorrem no metabolismo dos organismos quando são submetidos às mudanças em seus ambientes de cultivo.

Alguns estudos demonstram uma relação direta entre as mudanças na salinidade e o metabolismo dos peixes. Suresh e Lin (1992) observaram que a tilápia do Nilo se desenvolve bem sob salinidade de até 10 g.L⁻¹, porém, Cnaani e Hulata (2011) verificaram que essa espécie tem seu crescimento reduzido em 60% quando cultivada em água marinha, com salinidade superior a 30 g.L⁻¹. Em outro estudo,

Schofield et al. (2011) afirmaram que a tilápia do Nilo resiste a salinidades de 15 g.L^{-1} sem prejuízo à sua sobrevivência.

Os peixes, principalmente de água fria e marinhos, são fontes de ácidos graxos de cadeia longa, os quais são importantes para a saúde humana. Peixes marinhos apresentam baixos níveis de ácido linoleico e de ácido α -linolênico, e altos níveis de ácidos graxos de cadeia longa altamente insaturados (ômega-3) comparados com os peixes de água doce. Entretanto, peixes de água doce parecem ter maior capacidade de alongar e dessaturar ácidos graxos, diferentemente do que é observado em peixes marinhos. Em geral, peixes marinhos apresentam relação ômega-6:ômega-3 (n-6:n-3) alta, variando entre 5 (cinco) a mais que 10 (dez). Por outro lado, a composição de ácidos graxos dos peixes de água doce é caracterizada por altas proporções de ácidos graxos poli-insaturados ômega-6, especialmente de ácido linoleico e ácido araquidônico. Portanto, a relação n-6:n-3 é inferior em peixes de água doce comparados aos marinhos (STEFFENS, 1997).

As variações das exigências de ácidos graxos essenciais para as diferentes espécies de peixes são, aparentemente, originárias da dieta e de adaptações metabólicas a diferentes habitats (SARGENT et al., 1999). Já a composição, a distribuição e a relação entre as séries n-6 e n-3 são influenciadas basicamente por três fatores: genéticos (espécie), ambientais (temperatura e salinidade) e fundamentalmente nutricionais (JUSTI et al., 2003). Nessas condições, as mudanças na salinidade e nas características da dieta podem afetar o crescimento, o metabolismo e o perfil de deposição de ácidos graxos em tilápias do Nilo quando cultivadas em diferentes salinidades.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar a influência da salinidade e da dieta no desempenho, metabolismo e perfil de ácidos graxos em juvenis de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*).

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Avaliar a influência da dieta, formulada apenas com ingredientes vegetais e suprimindo a exigência mínima de ácidos graxos (C18:2n-6 e C18:3n-3), no metabolismo lipídico de juvenis de tilápia do Nilo submetidas a diferentes salinidades.

Comparar a dieta formulada apenas com ingredientes vegetais com a dieta formulada com ingredientes de origem animal e vegetal (padrão comercial) em relação ao desempenho e o metabolismo lipídico de juvenis de tilápia do Nilo submetidos a diferentes salinidades.

Identificar a salinidade e a dieta que proporcionam o melhor desempenho zootécnico aos juvenis de tilápia do Nilo.

Identificar a salinidade e a dieta que favorecem o metabolismo e resultam na composição corporal mais adequada ao consumidor, principalmente relacionada ao perfil de deposição corporal de ácidos graxos de cadeia longa.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 CULTIVO DE TILÁPIA

No mundo são reconhecidas aproximadamente 70 espécies de peixes conhecidos popularmente como tilápias. Dentre essas espécies, apenas quatro se destacam na aquicultura mundial: a tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*), a tilápia azul (*O. aureus*), a tilápia de Moçambique (*O. mossambicus*) e a tilápia de Zanzibar (*O. (Uroleps) hornorum*). A essas espécies somam-se as suas hibridações e retrocruzamentos que têm sido utilizados para a obtenção de animais com melhoramento em determinadas características desejáveis ao cultivo (HILSDORF, 1995; LOVSHIN, 1998; FITZSIMMONS, 2000).

A tilápia do Nilo pertence à família *Cichlidae*, da ordem dos Perciformes. A família dos ciclídeos é composta por mais de 1900 espécies distribuídas mundialmente, incluindo a América do Sul onde existem aproximadamente 291 espécies descritas (KULLANDER, 2003). A espécie *Oreochromis niloticus* é oriunda da África e a partir da metade do século XX foi introduzida no continente Americano, Sul da Índia, Oceania e nas regiões Sul e Sudeste da Ásia. No Brasil, a tilápia foi introduzida em 1953 no Estado de São Paulo. Inicialmente foram importados espécimes de tilápia do Congo (*Tilapia rendalli*), e em 1971 foram introduzidos exemplares da espécie *O. niloticus* visando o povoamento dos reservatórios públicos da Região Nordeste. A partir de 1996 houve importações de linhagens melhoradas, o que aliado às técnicas de reprodução e sexagem deram novo impulso à tilapicultura brasileira (OLIVEIRA et al., 2007).

Além da ampla distribuição geográfica, a tilápia do Nilo pode ser encontrada em diferentes ambientes, tais como grandes rios equatoriais, tropicais e subtropicais, rios com corredeiras, áreas pantanosas, lagos profundos, águas salinas e alcalinas, e lagos artificiais (EL-SAYED, 2006). Devido à grande variação de habitats em que as tilápias são encontradas, as espécies apresentam grande tolerância às alterações ambientais da água, sendo altamente complacentes com a baixa concentração de oxigênio dissolvido e tolerando uma grande faixa de variação de pH.

A tilápia do Nilo é uma espécie fitoplanctófoga, mas extremamente oportunista, apresenta baixa seletividade alimentar e em condições adequadas de cultivo têm crescimento rápido e uniforme. A temperatura ideal para o crescimento e

atividade reprodutiva para as espécies do gênero *Oreochromis* varia de 22 a 29°C, e a temperatura letal para a maior parte das espécies é o extremo inferior de 10°C ou superior de 42°C (FAO, 2010). Destacam-se, também, as características de sua carne: branca, de boa palatabilidade e textura, com baixo teor de gordura e com ausência de espinhos em sua musculatura lateral, o que facilita a técnica de filetagem e a industrialização da carcaça (VIEIRA et al., 2005; NOGUEIRA e RODRIGUES, 2007).

Os sistemas de produção utilizados no cultivo de tilápias podem ser extensivos, intensivos, semi-intensivos ou super-intensivos, onde as principais diferenças entre eles estão relacionadas com a maneira de utilização da água (com ou sem renovações ao longo de um ciclo de produção), na alimentação e na densidade de estocagem (CREPALDI et al., 2006). Tais características e o amplo pacote tecnológico disponível para a produção em pequenas ou grandes escalas, e em diferentes sistemas de cultivo, justificam a elevada produção de tilápias e a preferência de grande parte dos piscicultores brasileiros pela sua utilização.

3.2 TILÁPIAS E A RELAÇÃO COM A SALINIDADE

A maioria das espécies de tilápias é considerada eurialina, ou seja, possuem adaptações fisiológicas para suportar amplas faixas de variação de salinidade, podendo ser cultivadas em ambientes de água doce (menor que 1 g.L⁻¹), salobra (entre 1 e 20 g.L⁻¹) ou salgadas (maior que 20 g.L⁻¹). Esta característica pode ser explicada por sua ligação com espécies primitivas que habitavam águas marinhas (VILLEGAS, 1990) e, portanto, está diretamente relacionada com as características genéticas da espécie (VILLEGAS, 1990). Além disso, a idade e o tamanho do peixe (WATANABE et al., 1990; BOEUF e PAYAN, 2001) e os métodos de aclimação utilizados na estocagem desses animais (AL-AMOUDI, 1987) são fatores importantes para a adaptação a ambientes salinos. Outro fator importante para esta adaptação a ambientes salinos é o mecanismo de osmorregulação, esse processo fisiológico é indispensável na adaptação dos peixes às condições de cultivo e variações ambientais (BOEUF e PAYAN, 2001).

As mudanças fisiológicas dos peixes eurialinos podem ocorrer em duas etapas: (1) adaptativa, com alterações na concentração iônica e osmótica do plasma após horas de exposição a uma salinidade diferente, onde ocorre a redução da

osmolaridade do plasma através da perda de íons e ganho osmótico de água; e (2) a etapa regulatória, na qual a osmolaridade e as concentrações iônicas do plasma retornam aos seus níveis normais, sendo reguladas e mantidas dentro de limites estreitos em homeostase (SCHMIDT-NIELSEN, 1999). Segundo Avella et al. (1993), os níveis plasmáticos de íons de sódio (Na^+) e a propagação de células de cloreto nas brânquias após a transferência para um meio isotônico podem ser utilizados como parâmetros de avaliação às respostas de alterações de salinidade.

Outros indicadores que podem ser utilizados para a averiguação de mudanças que ocorrem no organismo dos peixes durante a adaptação a diferentes salinidades são os parâmetros hematológicos, pois através destes é possível avaliar as condições de defesa do organismo e identificar as respostas dos peixes frente as variações do cultivo. A hematologia vem sendo citada em vários trabalhos sobre o cultivo de tilápias em diferentes salinidades, como por exemplo Azevedo et al. (2015), que ao avaliarem os parâmetros hematológicos de *O. niloticus* cultivadas em salinidades de 0, 7, 14 e 21 g.L^{-1} , verificaram influência dos níveis de salinidade na contagem de eritrócitos e no hematócrito. Esses resultados corroboram com os encontrados por Pereira et al. (2016) que, ao avaliarem os parâmetros hematológicos de tilápias do Nilo cultivadas em salinidades de 0, 10, 20 e 25 g.L^{-1} , observaram aumento no número de eritrócitos e diferença significativa na concentração de hemoglobina, proteínas plasmáticas e nas frações de proteínas séricas. Além dessas interferências, a diferença osmótica entre os meios pode acarretar em maior gasto energético para a regulação dos fluidos corporais (10 a 50% do balanço energético), o que pode trazer consequências negativas em relação ao consumo de oxigênio, alimentação e regulações hormonais, afetando o desempenho da espécie cultivada (BOEUF e PAYAN, 2001). Isso foi comprovado em diversos estudos, nos quais foi observado que há redução no desempenho de tilápias cultivadas em salinidades próximas a 20 g.L^{-1} , com diminuição no crescimento e maior incidência de mortalidade (LEMARIÉ et al., 2004; KAMAL e MAIR, 2005; QIANG et al., 2013; ZIKOS et al., 2014; AZEVEDO et al., 2015).

Além das propriedades biológicas, fatores abióticos como temperatura, oxigênio dissolvido, pH e luminosidade podem interferir na adaptação da tilápia à ambientes salinos. Schofield et al. (2011) observaram que há relação direta entre temperatura e os níveis de sal da água, relatando que houve mortalidade total dos peixes na salinidade de 20 g.L^{-1} a uma temperatura de 14°C após 25 dias de

exposição. Já no estudo realizado por Qiang et al. (2013), ao avaliar distintas faixas de temperatura (18 a 36°C) associadas a diferentes níveis de salinidade (0 a 20 g.L⁻¹), houve redução no gasto de energia para a regulação osmótica, melhora do crescimento e aumento do rendimento da produção de *O. niloticus* de linhagem GIFT quando submetida à temperatura de 28,9°C com salinidade de 7,8 g.L⁻¹.

Outro fator relevante são os procedimentos de aclimação dos peixes aos ambientes com diferentes salinidades, onde diversos estudos abordam a importância da aclimação gradual das tilápias em ambientes salinos. Al-Amoudi (1987) descreveu que a tilápia do Nilo pode suportar uma transferência de água doce para um ambiente com salinidade máxima de 18 g.L⁻¹, porém, quando realizados procedimentos de aclimação, esses peixes resistem à salinidade de até 36 g.L⁻¹. Esse mesmo autor relata que a espécie *Oreochromis mossambicus* é capaz de suportar transferência direta de um ambiente de água doce para água salina com 27 g.L⁻¹, caracterizando-a como a espécie mais resistente a esta variável ambiental. Segundo Whitefield e Blaber (1979), essa mesma espécie, ao ser aclimatada gradualmente, suporta salinidades que chegam a 120 g.L⁻¹. Schofield et al. (2011), ao avaliar a tolerância aguda à salinidade, observaram que a tilápia do Nilo resiste à transferência para água com salinidade de 15 g.L⁻¹ sem prejuízos à sobrevivência, e a taxa de sobrevivência para transferências a ambientes com salinidade de 20 g.L⁻¹ foi de aproximadamente 90%.

Entender as alterações fisiológicas que podem ocorrer em tilápias do Nilo em diferentes níveis de salinidade é importante e se faz necessário para que os parâmetros ideais de cultivo sejam estabelecidos, proporcionando maior desempenho zootécnico e melhores condições de qualidade da água e de bem estar animal.

3.3 COMPOSIÇÃO QUÍMICA E DEPOSIÇÃO DE ÁCIDOS GRAXOS EM PEIXES

A composição química demonstra, basicamente, a proporção dos componentes moleculares das células, que são classificados como inorgânicos (água e minerais) e orgânicos (ácidos nucleicos, carboidratos, lipídios e proteínas). A composição química de peixes é altamente variável de acordo com cada espécie, mas é comum encontrar baixos teores de gordura (1 a 10% da matéria natural – MN) e elevados teores de proteína (20 a 25% MN) (OGAWA e MAIA, 1999). Essas

diferenças podem ser influenciadas por diversos fatores biológicos (espécie, sexo, tamanho e idade), ambientais (temperatura, pH, salinidade, entre outros), nutricionais (características físico-químicas dos alimentos e hábitos alimentares) e por mudanças sazonais (ORBAN et al., 2003; SARKER et al., 2011).

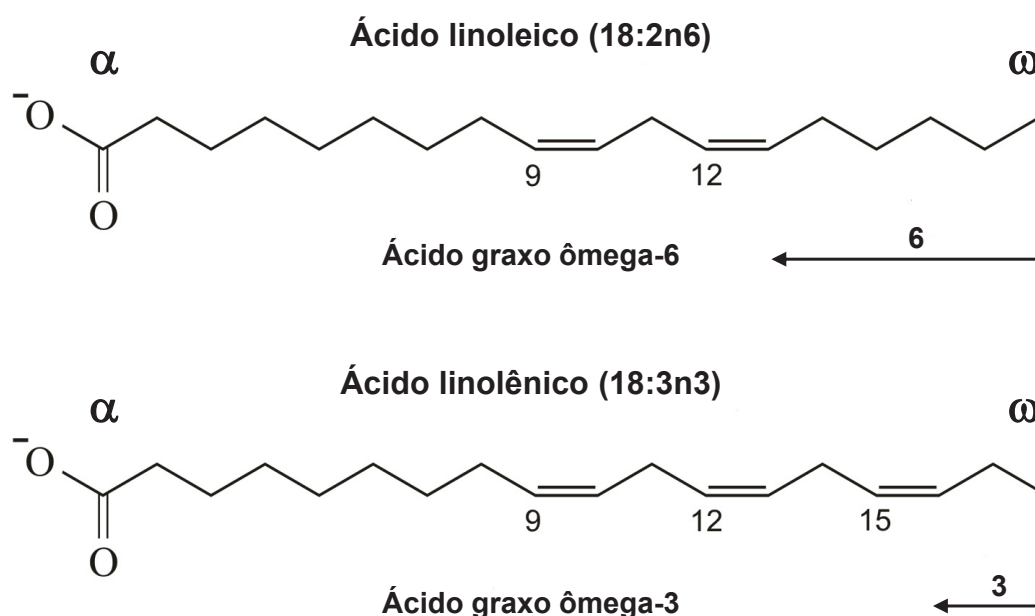
Entre esses fatores, o efeito da salinidade foi testado em alguns estudos (HALILOGLU et al., 2004; XU et al., 2010; HUNT et al., 2011; SARKER et al., 2011), nos quais foi observado que a salinidade da água pode afetar a composição química e o perfil de ácidos graxos de várias espécies de peixes. Os estudos mencionados demonstraram que houve diferença nos níveis de ácidos graxos poli-insaturados, principalmente na relação n-6:n-3, que é um indicador do valor nutritivo dos lipídios.

Os lipídios são fundamentais para a saúde, sobrevivência e sucesso reprodutivo das populações de peixes (ADAMS, 1999). Biologicamente, os lipídios fazem parte de um grupo de compostos quimicamente heterogêneos entre si, e a única característica comum a todos eles é a insolubilidade em água (LEHNINGER et al., 2000; SILVA et al., 2014). As principais funções destas moléculas no organismo dos peixes são energéticas, estruturais, hormonais, precursores de eicosanoides e bioquímicas (HALILOGLU et al., 2004). Atualmente, sabe-se que os lipídios podem regular o metabolismo e a funcionalidade das células, ao contrário do que se pensava no começo do século passado, quando se achava que os ácidos graxos seriam apenas substratos energéticos e componentes estruturais de membranas (POMPÉIA et al., 2000). Os lipídios são extremamente importantes na nutrição dos peixes, pois são constituintes das membranas celulares, atuam como fonte de energia, transportam vitaminas e minerais lipossolúveis e são fonte de ácidos graxos essenciais (RUYTER et al., 1997; SHIAU, 1997). Entre os lipídios, os ácidos graxos poli-insaturados (AGPI) são exigidos para um crescimento e desenvolvimento normal, principalmente para a manutenção da integridade estrutural e funcional das membranas (SARGENT et al., 1999).

Os ácidos graxos são formados por cadeias longas de carbono com um grupo carboxila (-COOH) em uma de suas extremidades e, juntamente com a glicose e as proteínas, estabelecem uma das principais fontes de energia para os peixes. Os ácidos graxos diferem entre si com relação ao número de átomos de carbono e o número e posicionamento das duplas ligações na molécula. Geralmente, os ácidos graxos não apresentam cadeia ramificada, sendo a maioria de cadeia linear par. São chamados de saturados quando contêm apenas ligações simples; e insaturados

quando contêm uma ou mais duplas ligações. Quando ocorrem de forma natural, as duplas ligações se dispõem em configuração *cis* (TAHIN, 1985). A notação dos ácidos graxos envolve três números em sequência: o primeiro significa o número de átomos de carbono presente na molécula, o segundo, separado por dois pontos do primeiro, representa o número de duplas ligações e o terceiro, denominado como “ômega- (ω -)” ou “n-”, indica o número de átomos de carbono a partir da terminação metil até a primeira dupla ligação (FIGURA 1).

FIGURA 1 – ESTRUTURA QUÍMICA DOS ÁCIDOS LINOLEICO E LINOLÊNICO, DERIVADOS DAS SÉRIES ÔMEGA-6 E ÔMEGA-3, RESPECTIVAMENTE



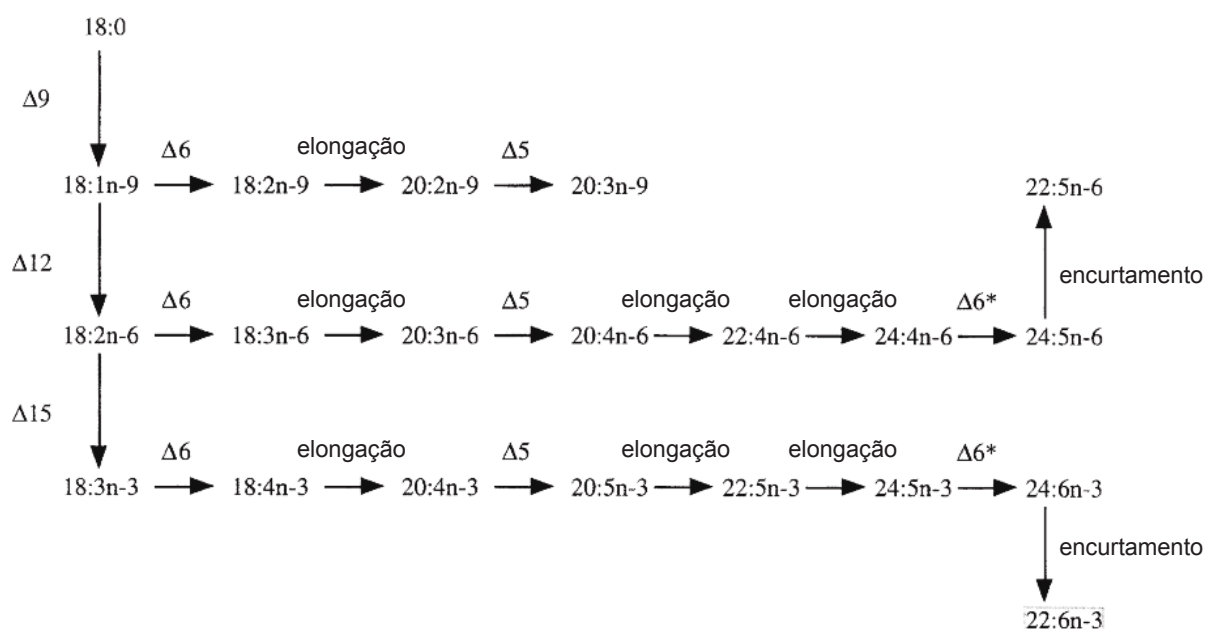
FONTE: Eni Generalic (2018) – disponível em: <https://glossary.periodni.com/glossary.php?en=omega-3+fatty+acids>

A presença de uma dupla ligação do terceiro para o quarto carbono mais próximo do carbono terminal metil (considerado como carbono ômega-1 e o mais distante do grupo carboxila) tem papel importante na nutrição e saúde humana por estar envolvido em processos fisiológicos no organismo. Esses ácidos graxos com a primeira insaturação entre os carbonos 3 e 4 a partir do terminal metil são caracterizados como ômega-3, e todo aquele que apresenta a primeira insaturação entre os carbonos 6 e 7 a partir do terminal metil é caracterizado como ômega-6 (SILVA et al., 2014; FIGURA 1). A composição, distribuição e a relação entre as séries n-3 e n-6 nos peixes são influenciadas basicamente por três fatores:

genéticos (espécie), ambientais (temperatura e salinidade) e fundamentalmente nutricionais (JUSTI et al., 2003).

O ácido linoleico (LA) e o ácido α -linolênico (LNA) são derivados das séries n-6 e n-3, respectivamente, e não podem ser sintetizados pelos animais e humanos, sendo classificados como ácidos graxos essenciais que, portanto, devem ser supridos pela dieta. A partir destes AGPI são sintetizados os ácidos araquidônico (AA), eicosapentanóico (EPA) e docosaexanóico (DHA) (SOUZA et al., 2007). Essas sínteses são realizadas por enzimas que possuem a capacidade de dessaturar e alongar os ácidos graxos com 18 átomos de carbono (C18), como o LA (C18:2n-6) e LNA (C18:3n-3), em AGPI com 20 e 22 átomos de carbono, como o AA (C20:4n-6), o EPA (C20:5n-3) e o DHA (C22:6n-3) (TOCHER, 2003; FIGURA 2). Estes AGPI desempenham papel importante na produção de eicosanoides (AA e EPA), na visão (DHA), no desenvolvimento do cérebro (DHA) e na regulação da expressão de diversos genes envolvidos no metabolismo lipídico (COOK, 1991; SPIEGELMAN e FLIER, 1996; FORMAN et al., 1997).

FIGURA 2 – PROCESSOS DE DESSATURAÇÃO E ELONGAÇÃO DE ÁCIDOS GRAXOS DE CADEIA LONGA



FONTE: adaptado de Tocher (2003).

O produto final mais importante da via metabólica dos AGPI da família n-6 é o AA, o qual é incorporado aos fosfolipídios que formam as membranas celulares

para, posteriormente, serem transformados em eicosanóides (prostaglandinas, prostaciclina, tromboxanos e leucotrienos), moléculas que exercem importantes funções reguladoras nos diferentes tecidos (SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002). Em relação aos AGPI da família n-3, os principais produtos finais da via metabólica são o EPA e o DHA. O EPA está relacionado principalmente com a proteção da saúde cardiovascular do indivíduo adulto, exercendo três efeitos gerais: (1) em nível vascular – ações antitrombóticas e anti-inflamatórias exercidas através do metabolismo dos eicosanóides; (2) em nível do metabolismo lipoprotéico – efeito hipotriglicéidêmico e diminuição da secreção de lipoproteínas de densidade muito baixa (VLDL); e (3) ação em nível do transporte reverso do colesterol – que se traduz num efeito hipocolesterolêmico (MUELLER e TALBERT, 1988). Já o DHA é fundamental para o desenvolvimento do cérebro (tecidos nervosos) e do sistema visual infantil (VALENZUELA e MORGADO, 1999).

Ao contrário dos peixes de água doce, os peixes marinhos possuem uma deficiência na capacidade de bioconverter precursores C18 das famílias n-6 e n-3 para AGPI e, portanto, exigem a presença de AGPI pré-formada dessas famílias em sua dieta (SARGENT et al., 2002). Tal deficiência pode estar relacionada com a perda do gene correspondente a uma adaptação para os alimentos marinhos ricos em AGPI n-3, como também sugerido para os carnívoros terrestres (SARGENT et al., 1995). Por outro lado, a deficiência da atividade de dessaturases $\Delta 6$ e $\Delta 5$ em peixes marinhos pode estar relacionada com a diminuição ou até inibição da atividade de dessaturases pelos altos níveis de AGPI normalmente presentes na dieta (OLSEN et al., 1990).

Os peixes são importantes fontes de ácidos graxos de cadeia longa, no entanto, existem diferenças entre espécies marinhas e de água doce. Peixes marinhos são caracterizados por baixos níveis de LA e LNA, mas com altos níveis de AGPI n-3 comparados com os peixes de água doce. Entretanto, peixes de água doce parecem ter maior capacidade de alongar e dessaturar ácidos graxos. Em geral, peixes marinhos são caracterizados por apresentar relação n-3:n-6 alta, variando entre 5 (cinco) a mais que 10 (dez). Por outro lado, a composição de ácidos graxos dos peixes de água doce é caracterizada por altas proporções de AGPI n-6, especialmente LA e AA. Dessa forma, a relação n-3:n-6 é inferior para peixes de água doce comparados aos marinhos, estendendo-se de 1 (um) para aproximadamente 4 (quatro) (STEFFENS, 1997).

As variações das exigências de ácidos graxos essenciais para as diferentes espécies de peixes são, aparentemente, originárias tanto da dieta como de adaptações metabólicas a diferentes habitats (SARGENT et al., 1999). Neste contexto, pesquisas sobre o perfil de deposição de ácidos graxos em tilápias do Nilo cultivadas em diferentes salinidades servirão de base para o entendimento e melhor adaptação das formas de cultivo.

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 LOCAL DE ESTUDO E PERÍODO EXPERIMENTAL

A pesquisa foi aprovada pelo Comitê de Ética no Uso de Animais do Setor Palotina da Universidade Federal do Paraná (CEUA/Palotina), sob o protocolo nº 08/2017 (ANEXO 1). O experimento foi realizado entre os meses de Março e Abril de 2018, com duração de 32 dias.

4.2 MANEJO DOS PEIXES E CONDIÇÕES LABORATORIAIS

Para o desenvolvimento do experimento juvenis masculinizados foram adquiridos em uma propriedade comercial de piscicultura localizada em Palotina - PR.

O preparo das unidades experimentais foi realizado 30 dias antes do início do experimento para viabilizar a estabilização do sistema e a colonização pelas colônias de bactérias nitrificadoras no filtro biológico. Cada unidade experimental foi composta por uma caixa plástica de 60 L, equipada com um filtro externo (vazão de 500 L.h^{-1} , Sun Sun[®] modelo HBL-601), contendo aproximadamente 220 g de cerâmica biológica (Boyu[®]) e uma placa com carvão ativado e feltro; e aeração artificial constante. A temperatura foi mantida próxima a 28°C com uso de aquecedor com termostato (com bulbo de inox e potência de 200 W, Sobo[®] modelo HG 200).

Para o preparo da água marinha artificial (AMA) foi utilizada água doce da rede pública de abastecimento desclorada pela adição de tiosulfato de sódio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$) na proporção de 5 mg.L^{-1} , acrescida de uma mistura de sais (Red Sea Salt[®]). As unidades experimentais foram abastecidas com AMA previamente preparada e ajustada para os diferentes níveis de salinidade.

Para a adaptação dos peixes às salinidades, foram utilizadas caixas de 180 L de volume útil abastecidas com AMA contendo as seguintes proporções de sais: 0, 5, 10, 15, 20 e 25 g.L^{-1} . Os peixes foram separados em lotes de 100 unidades e acondicionados em gaiolas para facilitar a troca de caixas. A aclimação à salinidade foi realizada gradualmente durante 3 a 5 dias, com a mudança das gaiolas a cada 24 horas até que fosse alcançada a salinidade desejada. Após a aclimação, os peixes foram separados em lotes de 12 indivíduos, sendo estes

pesados e distribuídos uniformemente nas unidades experimentais de acordo com cada tratamento.

4.3 PROCEDIMENTOS EXPERIMENTAIS

O experimento foi realizado em delineamento inteiramente casualizado (DIC) em esquema fatorial 4 x 2 com quatro repetições. Os tratamentos foram estabelecidos a partir da combinação das salinidades 0, 10, 20 e 30 g.L⁻¹ com dietas contendo ingredientes de origem animal e vegetal (AV), ou apenas ingredientes de origem vegetal (V).

As rações foram formuladas para atender a exigência nutricional da espécie com base no NRC (2011), sendo a ração AV formulada com base nas rações comerciais e a ração V utilizando-se apenas ingredientes de origem vegetal e suprindo a exigência mínima de ácidos graxos C18:2n-6 e C18:3n-3. A formulação foi realizada no programa SuperCrac considerando os seguintes critérios: composição química parcial do farelo de soja e do milho grão moído obtidos a partir das análises bromatológicas realizadas no Laboratório de Nutrição Animal da UFPR, Setor Palotina; valor da proteína digestível do farelo de soja e do milho, que foi estimado considerando o coeficiente de digestibilidade aparente da proteína de 91,97% descrito por Furuya (2010) para o farelo de soja 45; e a concentração de C18:2n-6 nos ingredientes, que foi corrigida para o teor de extrato etéreo (EE) dos ingredientes a partir da Tabela Brasileira para Aves e Suínos (ROSTAGNO et al., 2011). A proporção de ingredientes e a composição química das rações experimentais foram apresentadas na TABELA 1.

TABELA 1 – INGREDIENTES E COMPOSIÇÃO QUÍMICA DAS RAÇÕES FORNECIDAS AOS JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*) DURANTE O EXPERIMENTO

Composição ^I	Ração ^{II}	
	AV	V
<i>Ingredientes</i>		
Milho (% MS)	27,70	30,88
Farelo de trigo (% MS)	10,00	0,00
Farelo de soja (% MS)	22,60	65,17
Farinha de carne e ossos (% MS)	3,70	0,00
Farinha de penas (% MS)	8,00	0,00
Farinha de vísceras de aves (% MS)	20,00	0,00
Óleo de soja (% MS)	6,74	1,00
DL-Metionina (% MS)	0,185	0,076
L-Lisina (% MS)	0,395	0,000
L-Treonina (% MS)	0,010	0,000
Cloreto de colina (% MS)	0,145	0,000
Vitamina C (% MS)	0,055	0,000
Fosfato bicálcico (% MS)	0,000	1,854
Cloreto de sódio (% MS)	0,160	0,000
Suplemento vitamínico e mineral (% MS) ^{III}	0,300	1,000
BHT (% MS)	0,010	0,020
<i>Composição química (analisada)</i>		
Umidade (% MN)	4,60	5,12
Matéria seca (% MN)	95,40	94,88
Proteína bruta (% MS)	35,34	33,55
Extrato etéreo (% MS)	12,28	0,90
Fibra bruta (% MS)	6,25	5,31
Matéria mineral (% MS)	6,45	6,68
Energia bruta (cal g MS ⁻¹)	5,10	4,50

^I MS: matéria seca; MN: matéria natural; BHT: hidroxitolueno butilado (antioxidante).

^{II} AV: ração com ingredientes de origem animal e vegetal; V: ração com ingredientes de origem vegetal.

^{III} Níveis mínimos de garantia: 1000000 UI.kg⁻¹ vitamina A, 500000 UI.kg⁻¹ vitamina D3, 20000 UI.kg⁻¹ vitamina E, 500 mg.kg⁻¹ vitamina K3, 1900 mg.kg⁻¹ vitamina B1, 2000 mg.kg⁻¹ vitamina B2, 2400 mg.kg⁻¹ vitamina B6, 3500 mg.kg⁻¹ vitamina B12, 25 g.kg⁻¹ vitamina C, 5000 mg.kg⁻¹ niacina, 4000 mg.kg⁻¹ ácido pantotênico, 200 mg.kg⁻¹ ácido fólico, 40 mg.kg⁻¹ biotina, 7500 mg.kg⁻¹ manganês, 25 g.kg⁻¹ zinco, 12,5 g.kg⁻¹ ferro, 2000 mg.kg⁻¹ cobre, 200 mg.kg⁻¹ iodo, 70 mg.kg⁻¹ selênio, 300 mg.kg⁻¹ BHT.

FONTE: a autora (2018).

No início do experimento em cada unidade experimental foram alocados 12 juvenis de tilápia do Nilo (26,2 ± 4,2 g). Os animais foram alimentados três vezes ao dia (8, 12 e 17 h) até a saciedade aparente.

A renovação da água de cada unidade experimental foi realizada a cada 72 horas, por meio do sifonamento de 40% do volume de água e reposição com AMA preparada previamente. No dia seguinte após cada renovação de água foi efetuada

a mensuração da salinidade e, logo após, realizado o ajuste da salinidade em cada unidade experimental quando necessário.

Os parâmetros de qualidade de água (pH, concentrações de amônia e nitrito, alcalinidade e dureza) foram monitorados semanalmente em amostras de água coletadas de cada unidade experimental (APHA, 2005). A mensuração de oxigênio dissolvido (OD), salinidade, condutividade e temperatura foram realizadas diariamente com um medidor multiparâmetro (AKSO[®] modelo AK-88). Os parâmetros de qualidade de água durante o período experimental estão disponíveis na TABELA 2.

TABELA 2 – PARÂMETROS DE QUALIDADE DA ÁGUA NOS TRATAMENTOS AVALIADOS^I

Parâmetro	Ração ^{III}	Salinidade (g.L ⁻¹)			
		0	10	20	30
SR ^{II} (g.L ⁻¹)	AV	0,54 ± 0,07	10,16 ± 0,52	19,91 ± 0,41	29,40 ± 0,52
	V	0,49 ± 0,06	10,39 ± 0,46	19,82 ± 0,28	29,40 ± 0,37
Condutividade (mS.cm ⁻¹)	AV	1,00 ± 0,13	16,80 ± 0,83	30,33 ± 0,79	44,08 ± 0,68
	V	0,92 ± 0,07	17,08 ± 0,72	30,30 ± 0,70	44,07 ± 0,46
Temperatura (°C)	AV	27,5 ± 0,4	27,1 ± 1,6	27,8 ± 0,4	26,7 ± 1,2
	V	27,8 ± 0,2	26,7 ± 1,4	25,9 ± 1,5	26,5 ± 1,5
OD ^{II} (mg.L ⁻¹)	AV	5,73 ± 0,69	5,25 ± 0,53	5,58 ± 0,13	6,20 ± 0,27
	V	5,35 ± 0,51	5,03 ± 0,22	6,28 ± 0,80	6,28 ± 0,95
Amônia (mg.L ⁻¹)	AV	0,23 ± 0,14	0,17 ± 0,07	0,35 ± 0,06	0,60 ± 0,13
	V	0,22 ± 0,08	0,24 ± 0,10	0,37 ± 0,20	0,61 ± 0,17
Nitrito (mg.L ⁻¹)	AV	0,59 ± 0,08	2,29 ± 0,13	2,08 ± 0,40	1,98 ± 0,37
	V	0,67 ± 0,12	2,15 ± 0,07	2,22 ± 0,19	2,10 ± 0,30
Nitrato (mg.L ⁻¹)	AV	7,23 ± 1,57	5,19 ± 1,85	3,39 ± 3,04	4,19 ± 2,35
	V	6,77 ± 2,51	5,41 ± 1,90	3,67 ± 2,08	2,60 ± 1,46
Dureza (mg.L ⁻¹)	AV	372 ± 68	1425 ± 293	1993 ± 254	1973 ± 297
	V	445 ± 178	1561 ± 203	1930 ± 28	2148 ± 42
Alcalinidade (mg.L ⁻¹)	AV	71 ± 3	124 ± 13	182 ± 16	244 ± 11
	V	81 ± 20	140 ± 13	190 ± 23	242 ± 28
pH	AV	7,75 ± 0,35	8,35 ± 0,07	8,73 ± 0,07	9,06 ± 0,04
	V	7,57 ± 0,14	8,50 ± 0,10	8,79 ± 0,05	9,07 ± 0,07

^I Valores correspondem à média ± desvio padrão (M ± DP).

^{II} SR: salinidade real; OD: oxigênio dissolvido.

^{III}AV: ração com ingredientes de origem animal e vegetal; V: ração com ingredientes de origem vegetal.

FONTE: a autora (2018).

4.4 AMOSTRAGEM E VARIÁVEIS ANALISADAS

4.4.1 Desempenho zootécnico

Antes da biometria os peixes foram anestesiados em solução de água com óleo de cravo na concentração de 100 mg.L⁻¹ (TAYLOR e ROBERTS, 1999), visando a insensibilização dos animais no momento da mensuração do comprimento total (CT), comprimento padrão (CP) e do PC.

A partir do PC e da densidade de peixes registrado em cada unidade experimental no início e no final do experimento, e do número de dias do período experimental foram calculados: ganho de peso total (GPT, g.peixe⁻¹) – obtido pela diferença entre PC inicial e final; ganho médio diário (GMD, g.peixe.dia⁻¹) – correspondeu ao GPT dividido pelo período experimental (32 dias); taxa de crescimento específico (TCE, %.dia⁻¹) – calculado pela fórmula:

$$TCE = \left[\frac{(\log PF - \log PI)}{PE} \right] \times 100$$

onde PF = peso corporal final (g), PI = peso corporal inicial (g), PE = período experimental (dias).

Para a análise de desempenho zootécnico, o consumo de ração foi mensurado e os peixes foram submetidos à biometria no final do período experimental. O consumo aparente de ração foi determinado pela quantidade de ração fornecida em cada unidade experimental durante o experimento. A partir dessa medida foi calculado o consumo de ração total (CRT), que foi obtido dividindo-se a quantidade de ração consumida pela densidade média de peixes por unidade experimental durante o período experimental, sendo expresso em g de matéria seca (MS).peixe⁻¹; e o consumo de ração diário (CRD), que foi calculado dividindo-se o CRT pelo período experimental (32 dias), sendo expresso em g MS.peixe.dia⁻¹.

A eficiência alimentar foi avaliada com base na conversão alimentar (CA) e na taxa de eficiência proteica (TEP). A CA foi calculada pela razão entre CRD e GMD, sendo expressa em g MS.g ganho⁻¹. A TEP foi calculada de acordo com Jauncey e Ross (1982), utilizando-se a fórmula:

$$TEP = \frac{GPT}{CPT}$$

sendo

$$CPT = CRT \times \left(\frac{PB}{100} \right)$$

onde GPT = ganho de peso total (g), CPT = consumo de proteína total (g), CRT = consumo de ração total (g MS) e PB = teor de proteína bruta das rações (% MS).

Além dessas medidas de eficiência alimentar, a taxa de sobrevivência (TS) também foi determinada utilizando-se a fórmula:

$$TS = \left[\frac{(n_I - n_F)}{n_I} \right] \times 100$$

onde n_I = número de peixes no início do experimento; n_F = número de peixes no final do experimento.

4.4.2 Índice hepatossomático

Após a biometria os peixes foram eutanasiados em solução de água com óleo de cravo na concentração de 300 mg.L⁻¹ (TAYLOR e ROBERTS, 1999). Três indivíduos foram selecionados aleatoriamente em cada unidade experimental e eviscerados para a retirada do hepatopâncreas. O peso deste órgão foi registrado e o índice hepatossomático (IHS) foi calculado por meio da equação:

$$IHS = \left(\frac{PHP}{PF} \right) \times 100$$

onde PHP = peso do hepatopâncreas (g) e PF = peso corporal final (g).

4.4.3 Dosagem de metabólitos sanguíneos

Ao final do experimento os peixes foram mantidos em jejum por 24 h para o esvaziamento do trato gastrointestinal, e posteriormente foram anestesiados em solução de água com óleo de cravo na concentração de 100 mg.L⁻¹ (TAYLOR e

ROBERTS, 1999). No momento em que os peixes apresentaram parada total dos movimentos e atingiram o estágio mínimo de movimentação opercular, foram selecionados aleatoriamente três peixes para coleta de amostras de sangue por punção da veia caudal com seringas descartáveis banhadas com citrato de sódio ($\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7$) a 4%. As amostras foram transferidas para tubos tipo Eppendorf previamente identificados e, em seguida, centrifugadas a 2.000 RPM por 10 minutos. Após a centrifugação, o plasma foi retirado com auxílio de micropipeta, acondicionado em tubos tipo Eppendorf previamente identificados e armazenados em freezer a -20°C até o momento das análises bioquímicas. Utilizando-se kits comerciais (Ebram[®]) e o analisador bioquímico automatizado (BS-200 Mindray[®]), foram determinadas as concentrações plasmáticas de proteínas totais (PT; método colorimétrico do biureto; Ref. N° 3006), glicose (método cinético da glicose-oxidase; Ref. N° 3034), colesterol (método enzimático da esterase-peroxidase; Ref. N° 3012) e triglicerídeos (TG; método enzimático da glicerol fosfato oxidase-peroxidase; Ref. N° 3014).

4.4.4 Análises químicas

A composição química e o perfil de ácidos graxos foram avaliados em amostras de ração e dos peixes inteiros. No início do experimento foram coletadas aleatoriamente três amostras compostas por cinco peixes de três caixas de 180 L com salinidade 0 g.L^{-1} para avaliação da composição química e do perfil de ácidos graxos. No final do experimento, do total de peixes por unidade experimental, metade foi utilizada para a determinação da composição química e a outra metade para a determinação do perfil de ácidos graxos. Os peixes coletados no início e ao final do experimento, após os últimos terem sido submetidos à biometria e a coleta das amostras de sangue, foram eutanasiados e triturados em processador de alimentos, obtendo-se amostras homogêneas para análise. Essas amostras foram acondicionadas em embalagens plásticas próprias para congelamento e armazenadas em freezer a -20°C , evitando oxidação e preservando a qualidade do material até o momento das análises.

Na avaliação da composição química foram realizadas análises bromatológicas para a determinação dos teores de MS realizada em cadinhos de porcelana submetidos à 105°C em estufa por um período de 12 horas; PB realizada

pelo método de Kjeldahl; EE em extrator ANKOM® XT10 e matéria mineral (MM) utilizando cadinhos de porcelana submetidos à 600°C em forno mufla por um período de 3 horas. Esses procedimentos foram realizados de acordo com a *Association of Official Analytical Chemists – AOAC (2010)*. Nas amostras de ração foram determinados, ainda, os teores de fibra bruta (FB) conforme a metodologia descrita pela AOAC (2010), e o teor de energia bruta (EB) em bomba calorimétrica (IKA® modelo C5000). A composição química dos peixes no início do experimento é apresentada na TABELA 3.

TABELA 3 – COMPOSIÇÃO QUÍMICA DOS JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*) NO INÍCIO DO EXPERIMENTO^I

Componente ^{II}	Composição corporal
Matéria seca (% MN)	25,00 ± 0,96
Proteína bruta (% MS)	55,39 ± 2,20
Extrato etéreo (% MS)	16,78 ± 2,09
Matéria mineral (% MS)	21,20 ± 0,72

^I Valores correspondem à média ± desvio padrão (M ± DP).

^{II} MN: matéria natural; MS: matéria seca.

FONTE: a autora (2018).

4.4.5 Análise de perfil de ácidos graxos

As análises de perfil de ácidos graxos foram realizadas em três etapas: (1) extração e quantificação dos lipídios totais; (2) esterificação dos ácidos graxos, que consiste na saponificação e conversão dos ácidos graxos em ésteres metílicos; e (3) análise cromatográfica dos ésteres metílicos.

A matéria graxa total foi extraída segundo Bligh e Dyer (1959) na proporção 2:2:1,8 (v/v/v) de metanol, clorofórmio e água, respectivamente. Utilizaram-se amostras trituradas das rações *in natura* e dos peixes (que foram triturados antes do congelamento), sendo as últimas descongeladas 24 horas antes das análises. Cerca de 3,0 ± 0,1 mg de amostra foram pesados em béquer de 250 mL e, posteriormente, foram adicionados 10 mL de clorofórmio e 20 mL de metanol, agitando-se vigorosamente por 2 minutos. Após, foram adicionados à mistura 10 mL de clorofórmio e agitou-se por 30 segundos; e, em seguida, foram adicionados 10 mL de água destilada, agitando-se por mais 30 segundos. A mistura foi filtrada a vácuo em funil de Büchner e a solução resultante foi transferida para um funil de separação de 250 mL. Após a separação das fases, a fase inferior contendo clorofórmio e a

matéria graxa foi drenada para um balão de 250 mL e o solvente (clorofórmio) foi eliminado em evaporador rotatório com banho-maria a 34-36° C. A matéria graxa resultante foi transferida para tubos tipo Eppendorf previamente identificados e armazenada em freezer a -20°C até o momento da 2ª etapa da análise.

Os ésteres metílicos de ácidos graxos foram preparados de acordo com a metodologia proposta por Hartman e Lago (1973), modificada por Maia e Rodriguez-Amaya (1993). Foram pesados 30 ± 1 mg de lipídios em tubo de ensaio com tampa rosqueável, seguido pela adição de 4 mL de solução $0,5 \text{ mol.L}^{-1}$ de hidróxido de sódio em metanol. A mistura foi agitada e aquecida em banho-maria em ebulição por 5 minutos. Posteriormente, o tubo de ensaio foi resfriado em água corrente e foram adicionados 5 mL do reagente esterificante, que consistiu em uma mistura de cloreto de amônio, metanol e ácido sulfúrico na proporção de 1:30:1,5 (m/v/v), sendo novamente aquecido em banho-maria em ebulição por 3 minutos. Após esse procedimento, o tubo de ensaio foi resfriado em água corrente e foram adicionados 5 mL de solução saturada de cloreto de sódio, 2 mL de n-heptano, seguido de agitação vigorosa por 30 segundos. Após a separação das fases, a fase superior foi coletada com pipeta de Pasteur e transferida para tubos tipo Eppendorf, que foram armazenados em freezer a -18°C para posterior análise cromatográfica (3ª etapa).

A separação dos ésteres metílicos de ácidos graxos foi realizada em cromatógrafo a gás, modelo Clarus 680 GC (Perkin Elmer®, Estados Unidos), equipado com coluna capilar de sílica fundida CP Select CB FAME (100 m x 0,25 mm x 0,25 µm de cianopropilpolisiloxano) e detector de ionização em chama. A temperatura inicial da coluna foi de 165°C por 10 minutos, sendo elevada a 235°C à taxa de 4°C.min^{-1} , permanecendo nesta temperatura por 10 minutos. O injetor e o detector foram mantidos a 240 e 250°C, respectivamente. A injeção da amostra foi automatizada, sendo injetado o volume de 2,0 µL. As velocidades de fluxo dos gases foram de $1,1 \text{ mL.min}^{-1}$ para o gás de arraste (He); 40 e 400 mL.min^{-1} para os gases da chama, hidrogênio e ar sintético, respectivamente. As áreas dos picos foram determinadas através do software TotalChrom versão 6.3.2 (Perkin Elmer®). Os ésteres metílicos de ácidos graxos foram identificados por comparação dos seus tempos de retenção com o de misturas padrão de ésteres metílicos (Sigma®, Estados Unidos) e pela co-eluição de amostras com padrões. A quantificação dos ácidos graxos foi realizada pelo método da normalização. O perfil de ácidos graxos das rações experimentais é apresentado na TABELA 4.

TABELA 4 – PROPORÇÃO DE ÁCIDOS GRAXOS (%) DAS RAÇÕES FORNECIDAS AOS JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*) DURANTE O EXPERIMENTO^I

Ácido graxo ^{II}	Ração ^{III}	
	AV	V
C14	0,45 ± 0,00	0,10 ± 0,00
C14:1	0,09 ± 0,00	0,04 ± 0,00
C16	16,12 ± 0,02	14,32 ± 0,20
C16:1	1,56 ± 0,00	0,19 ± 0,01
C17	0,25 ± 0,00	0,11 ± 0,00
C17:1	0,13 ± 0,01	0,06 ± 0,00
C18	5,94 ± 0,01	3,73 ± 0,00
C18:1 (n7 + n9)	31,46 ± 0,02	28,12 ± 0,75
C18:2n-6T	0,07 ± 0,00	0,04 ± 0,00
C18:2n-6C	38,08 ± 0,03	46,94 ± 1,11
C18:3n-6	0,40 ± 0,00	0,21 ± 0,00
C18:3n-3	3,65 ± 0,03	4,46 ± 0,16
C20	0,43 ± 0,00	0,47 ± 0,00
C20:1	0,28 ± 0,01	0,24 ± 0,00
C20:2	0,08 ± 0,00	0,03 ± 0,00
C20:3n-6	0,07 ± 0,00	0,00 ± 0,00
C20:3n-3	0,00 ± 0,00	0,00 ± 0,00
C20:4n-6	0,26 ± 0,00	0,01 ± 0,00
C20:5	0,02 ± 0,00	0,14 ± 0,02
C22	0,35 ± 0,00	0,39 ± 0,00
C22:1	0,02 ± 0,00	0,00 ± 0,00
C22:2	0,01 ± 0,00	0,02 ± 0,01
C22:4n-6	0,01 ± 0,00	0,02 ± 0,02
C22:5n-6	0,03 ± 0,00	0,02 ± 0,03
C22:6n-3	0,02 ± 0,00	0,04 ± 0,00
C24	0,17 ± 0,00	0,27 ± 0,00
C24:1n9	0,06 ± 0,00	0,02 ± 0,02
AGS	23,71 ± 0,03	19,39 ± 0,20
AGMI	33,60 ± 0,03	28,67 ± 0,75
AGPI	42,68 ± 0,06	51,94 ± 0,95
AGPI:AGS	1,80 ± 0,01	2,68 ± 0,08
n-6	38,92 ± 0,03	47,25 ± 1,10
n-3	3,67 ± 0,03	4,50 ± 0,16
n-6:n-3	10,61 ± 0,08	10,50 ± 0,62

^I Valores correspondem à média ± desvio padrão (M ± DP).

^{II}AGS: ácidos graxos saturados; AGMI: ácidos graxos monoinsaturados; AGPI: ácidos graxos poli-insaturados; n-6: ômega-6; n-3: ômega-3.

^{III}AV: ração com ingredientes de origem animal e vegetal; V: ração com ingredientes de origem vegetal.

FONTE: a autora (2018).

4.5 ANÁLISES ESTATÍSTICAS

Os dados foram submetidos ao teste de normalidade e as variáveis que não apresentaram distribuição normal foram normalizadas por meio da transformação dos dados. Posteriormente, os dados foram submetidos à análise de variância em esquema fatorial 4 x 2, em que os fatores foram quatro salinidades (0, 10, 20 e 30 g.L⁻¹) e duas dietas (AV e V). Os efeitos isolados de salinidade e de ração, e a interação entre esses dois fatores foram testados utilizando-se o seguinte modelo:

$$\hat{Y}_{ijk} = \mu + S_i + D_j + SD_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

em que: \hat{Y}_{ijk} = valor da variável dependente para a k-ésima observação, da j-ésima dieta na i-ésima salinidade; μ = valor médio da variável dependente (constante); S_i = efeito da i-ésima salinidade; D_j = efeito da j-ésima dieta; SD_{ij} = efeito da interação entre salinidade e dieta; ε_{ijk} = erro aleatório. Quando houve efeito isolado de salinidade, os dados foram analisados por regressão até segunda ordem (quadrática) de acordo com o seguinte modelo:

$$\hat{Y}_{ij} = \beta_0 + \beta_1 Ai_1 + \beta_2 Ai_2 + \gamma_{ij} + \varepsilon_{ij}$$

em que: \hat{Y}_{ij} = valor da variável dependente para a j-ésima observação na i-ésima salinidade; β_0 = intercepto da regressão; Ai = variável independente (salinidade); β_1 = coeficiente linear de regressão para a variável dependente; β_2 = coeficiente quadrático de regressão para a variável dependente; γ_{ij} = desvios da regressão; ε_{ij} = erro aleatório. Procedeu-se, também, a comparação de médias entre as salinidades pelo teste de Tukey. Quando houve efeito isolado de ração, as médias foram comparadas pelo teste F. Quando a interação entre os fatores foi significativa, o efeito de salinidade foi avaliado dentro de cada ração por meio de análise de regressão, que foi realizada até segunda ordem (quadrática), e pela comparação de médias pelo teste de Tukey; e o efeito das rações foi avaliado dentro de cada salinidade pelo teste F.

Adotou-se o nível de 5% de significância para todas as análises, que foram realizadas no programa *Statistical Analysis System*, versão 9.0 (SAS, 2002).

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 DESEMPENHO ZOOTÉCNICO, EFICIÊNCIA ALIMENTAR E TAXA DE SOBREVIVÊNCIA

Houve interação ($P < 0,05$) entre os níveis de salinidade e os tipos de dieta para PF, GPT, GMD, CT e CP. Essas características não foram influenciadas pela salinidade quando associada com a dieta AV, mas diminuíram linearmente com a salinidade na dieta V (TABELA 5).

Houve efeito isolado ($P < 0,05$) de salinidade no CRT e CRD, que reduziram linearmente com o aumento da salinidade entre 0 e 30 g.L⁻¹ de salinidade (TABELA 5). A TCE não foi influenciada ($P > 0,05$) pela salinidade ou pela dieta, apresentando valor médio de 0,66%.dia⁻¹.

A CA e a TEP não foram afetadas ($P > 0,05$) pela salinidade ou pela dieta, apresentando valores médios de 1,21 g MS.g ganho⁻¹ e 2,85 g ganho.g PB⁻¹, respectivamente (TABELA 6).

Houve efeito isolado ($P < 0,05$) de salinidade na TS dos juvenis de tilápia do Nilo (TABELA 7). Apesar da análise de regressão não ter apontado um modelo (linear ou quadrático) que explique o comportamento dessa variável entre os níveis de salinidade, o teste de comparação de médias indicou que a TS foi maior na salinidade de 10 g.L⁻¹ (64,6%) comparada às demais, que não diferiram entre si (média de 32,8%).

TABELA 5 – CARACTERÍSTICAS DE DESEMPENHO DE JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*) CULTIVADAS EM NÍVEIS CRESCENTES DE SALINIDADE RECEBENDO DIETA CONTENDO INGREDIENTES DE ORIGEM ANIMAL E VEGETAL (AV) OU APENAS INGREDIENTES DE ORIGEM VEGETAL (V)

Variável ^I	Dieta	Salinidade (g.L ⁻¹)				Média	EPM ^{II}
		0	10	20	30		
PI (g)	AV	25,9	25,7	26,5	27,0	26,3	0,1
	V	25,7	26,4	25,8	26,4	26,1	
	Média	25,8	26,1	26,2	26,7	26,2	
PF (g)	AV	41,1 aA	42,6 aA	48,7 aA	42,5 aA	43,7	1,2
	V ^{III}	49,1 aA	46,3 abA	38,5 abB	37,8 bA	42,9	
	Média	45,1	44,5	43,6	40,2	43,3	
CRT ^{III} (g MS.peixe ⁻¹)	AV	19,0	19,3	17,4	11,6	16,8	1,0
	V	22,4	22,2	16,7	12,5	18,5	
	Média	20,7 a	20,8 a	17,1 ab	12,1 b	17,6	
CRD ^{III} (g MS.peixe.dia ⁻¹)	AV	0,60	0,61	0,54	0,36	0,53	0,03
	V	0,70	0,70	0,53	0,39	0,58	
	Média	0,65 a	0,65 a	0,53 ab	0,38 b	0,55	
GPT (g)	AV	15,2 aA	16,9 aA	22,2 aA	15,6 aA	17,5	1,2
	V ^{III}	23,4 aA	19,9 abA	12,7 abB	10,3 bA	16,6	
	Média	19,3	18,4	17,4	12,9	17,0	
GMD (g.peixe.dia ⁻¹)	AV	0,48 aA	0,53 aA	0,70 aA	0,49 aA	0,55	0,04
	V ^{III}	0,73 aA	0,62 abA	0,40 abB	0,32 bA	0,52	
	Média	0,60	0,58	0,55	0,40	0,53	
TCE (%.dia ⁻¹)	AV	0,61	0,67	0,82	0,59	0,67	0,04
	V	0,87	0,76	0,54	0,42	0,65	
	Média	0,74	0,72	0,68	0,50	0,66	
CT (cm)	AV	12,9 aA	12,9 aA	13,7 aA	13,0 aA	13,2	0,1
	V ^{III}	13,9 aA	13,4 aA	12,8 aB	12,8 aA	13,2	
	Média	13,4	13,2	13,2	12,9	13,2	
CP (cm)	AV	10,5 aA	10,5 aA	11,3 aA	10,6 aA	10,7	0,1
	V ^{III}	11,3 aA	11,1 abA	10,3 abB	10,2 bA	10,7	
	Média	10,9	10,8	10,8	10,4	10,7	

^I PI: peso inicial; PF: peso final; CRT: consumo de ração total; CRD: consumo de ração diário; GPT: ganho de peso total; GMD: ganho médio diário; CA: conversão alimentar; TCE: taxa de crescimento específico; CT: comprimento total; CP: comprimento padrão.

^{II} EPM: erro padrão da média.

^{III} Equação de regressão:

$$\text{CRT} = 22,048 - 0,2896 * S \quad (R^2 = 0,87)$$

$$\text{CRD} = 0,690 - 0,0090 * S \quad (R^2 = 0,87)$$

$$\text{PF}_V = 49,192 - 0,4172 * S \quad (R^2 = 0,91)$$

$$\text{GPT}_V = 23,555 - 0,4643 * S \quad (R^2 = 0,96)$$

$$\text{GMD}_V = 0,735 - 0,0145 * S \quad (R^2 = 0,96)$$

$$\text{CT}_V = 13,806 - 0,0384 * S \quad (R^2 = 0,87)$$

$$\text{CP}_V = 11,312 - 0,0391 * S \quad (R^2 = 0,91)$$

S = salinidade (g.L⁻¹).

Médias seguidas por letras minúsculas diferentes na linha diferem pelo teste de Tukey (P<0,05), e médias seguidas por letras maiúsculas diferentes na coluna diferem pelo teste F (P<0,05).

FONTE: a autora (2018).

TABELA 6 – CARACTERÍSTICAS DE EFICIÊNCIA ALIMENTAR DE JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*) CULTIVADAS EM NÍVEIS CRESCENTES DE SALINIDADE RECEBENDO DIETA CONTENDO INGREDIENTES DE ORIGEM ANIMAL E VEGETAL (AV) OU APENAS INGREDIENTES DE ORIGEM VEGETAL (V)

Variável ^I	Dieta	Salinidade (g.L ⁻¹)				Média	EPM ^{II}
		0	10	20	30		
CA (g MS.g ganho ⁻¹)	AV	1,36	1,41	0,81	0,99	1,14	0,09
	V	1,00	1,13	1,32	1,64	1,27	
	Média	1,18	1,27	1,07	1,32	1,21	
TEP (g ganho.g PB ⁻¹)	AV	2,28	2,55	3,65	3,66	3,04	0,21
	V	3,17	2,66	2,31	2,52	2,66	
	Média	2,73	2,61	2,98	3,09	2,85	

^I CA: conversão alimentar; TEP: taxa de eficiência proteica; PB: proteína bruta.

^{II} EPM: erro padrão da média.

FONTE: a autora (2018).

TABELA 7 – TAXA DE SOBREVIVÊNCIA DE JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*) CULTIVADAS EM NÍVEIS CRESCENTES DE SALINIDADE RECEBENDO DIETA CONTENDO INGREDIENTES DE ORIGEM ANIMAL E VEGETAL (AV) OU APENAS INGREDIENTES DE ORIGEM VEGETAL (V)

Variável ^I	Dieta	Salinidade (g.L ⁻¹)				Média	EPM ^{II}
		0	10	20	30		
TS (%)	AV	39,6	66,7	18,3	25,0	37,4	3,8
	V	37,5	62,5	41,7	34,6	44,1	
	Média	38,5 b	64,6 a	30,0 b	29,8 b	40,7	

^I TS: taxa de sobrevivência.

^{II} EPM: erro padrão da média.

Médias seguidas por letras minúsculas diferentes na linha diferem pelo teste de Tukey (P<0,05).

FONTE: a autora (2018).

Os efeitos da salinidade no consumo de ração e no desempenho zootécnico de diferentes espécies de peixes foram relatados em diversas pesquisas (ALTINOK e GRIZZLE, 2001; IMSLAND et al., 2001; RUBIO et al., 2005; AZEVEDO et al., 2015; GAN et al., 2016; TRAN-NGOC et al., 2017; ALVARENGA et al., 2018; HERATH et al., 2018). No presente estudo, o aumento da salinidade de 0 para 30 g.L⁻¹ ocasionou redução no CRT e no CRD. Possivelmente, a diminuição do consumo de ração ocorreu em resposta ao estresse causado pela adaptação ao ambiente salino e pelo grande gasto energético no processo de osmorregulação.

As respostas à salinidade diferem entre as espécies de peixes. Alguns estudos demonstram que o robalo europeu (*Dicentrarchus labrax*) cultivado em salinidades de 0,5 a 33 g.L⁻¹ (DENDRINOS e THORPE, 1985), e juvenis de linguado (*Platichthys flesus*) cultivados em salinidades de 0, 5, 15 e 35 g.L⁻¹ (GUTT, 1985) aumentaram a ingestão de alimentos com o aumento da salinidade até 28 g.L⁻¹, e que para juvenis de bacalhau do Atlântico (*Gadus morhua*) cultivados em

salinidades de 7, 14 e 28 g.L⁻¹ (LAMBERT et al., 1994) e para douradas (*Sparus aurata*) cultivadas em salinidades de 8, 18, 28 e 38 g.L⁻¹ (CONIDES et al., 1997), o consumo de ração foi pouco afetado ou mesmo diminuído nas salinidades mais altas.

No presente estudo, embora a salinidade não tenha afetado o consumo de ração e o desempenho zootécnico dos juvenis de tilápia do Nilo alimentados com a dieta AV, houve diminuição linear do PC final, GPT, GMD, CT e CP nos peixes que receberam a dieta V com o aumento da salinidade. Isso pode ser explicado pelo maior teor energético da dieta AV em relação à dieta V (5,10 vs. 4,50 cal.g MS⁻¹; TABELA 1), que somado ao gasto energético ocasionado pelo processo de osmorregulação e toda a adaptação do metabolismo ao ambiente salino, afetou diretamente o crescimento das tilápias cultivadas nas maiores salinidades. Resultados semelhantes foram encontrados por Malik et al. (2018a), onde o GPT e a TCE de juvenis de tilápia do Nilo cultivados em salinidades de 10 a 20 g.L⁻¹ foram significativamente maiores que aqueles criados nas salinidades de 25 e 30 g.L⁻¹. A relação entre salinidade e parâmetros de crescimento também foi observado por Solomon e Okomoda (2012) ao avaliar os efeitos de dietas à base de lentilha d'água em tilápias do Nilo, e por Daudpota et al. (2016) ao estudar tilápias do Nilo cultivadas em tanques de água do mar e alimentadas em diferentes frequências. Em ambos os trabalhos os resultados foram semelhantes aos encontrados no presente estudo.

A inibição do crescimento de peixes de água doce que são adaptados a ambientes salinos é atribuída, principalmente, ao maior custo de energia utilizada para osmorregulação (PRUNET e BORNANCIN, 1989), que é menor quando os peixes são mantidos em ambiente isotônico, onde gradientes iônicos entre o sangue e a água são mínimos. Nessa condição, a energia poupada pode ser direcionada para o crescimento (BOEUF e PAYAN, 2001). Além disso, ao estudar a digestibilidade dos alimentos, Altinok e Grizzle (2001) verificaram que há diferenças na digestibilidade entre espécies eurialinas e estenoalinas quando adaptadas a diferentes salinidades. Possíveis explicações para essa característica incluem o movimento mais rápido de alimentos no sistema digestivo de peixes adaptados (FERRARIS et al., 1986) e interações entre os mecanismos de absorção de sal e nutrientes no intestino (USHER et al., 1991; MOUTOU et al., 2004).

Tran-Ngoc et al. (2017), ao avaliar o efeito da salinidade e da composição da dieta na digestibilidade e morfologia intestinal em tilápias do Nilo, também relataram

que a possível razão para os diferentes valores de digestibilidade é o gasto energético com a osmorregulação, pois menos energia é necessária para manter o equilíbrio de íons em salinidades menores, fazendo com que mais energia seja direcionada para a atividade de digestão e absorção de nutrientes. Ao avaliar o desempenho de tilápias do Nilo cultivadas em sistema de bioflocos com diferentes salinidades (0, 4, 8, 12 e 16 g.L⁻¹), Alvarenga et al. (2018) também relataram que melhor desempenho foi obtido nas menores salinidades e que o crescimento, o PC médio e a TS foram menores nas salinidades 12 e 16 g.L⁻¹.

O estudo de Malik et al. (2018a) mostrou que a TCE foi significativamente maior em juvenis de tilápia do Nilo cultivados nas salinidades de 10 a 20 g.L⁻¹ comparadas com os cultivados nas salinidades de 25 e 30 g.L⁻¹. No estudo de Herath et al. (2018), a TCE dos juvenis de tilápia do Nilo cultivados em salinidade de 4 g.L⁻¹ foi significativamente maior que dos cultivados entre 8 e 12 g.L⁻¹, e a TCE dos peixes cultivados em água doce não diferiu dos demais níveis de salinidade para ambas as dietas testadas. Esses resultados diferem dos obtidos no presente estudo, onde a TCE não foi influenciada pela salinidade ou pela dieta.

O resultado obtido para CA corrobora com os reportados em outros estudos (DAUDPOTA et al., 2014; DAUDPOTA et al., 2016; MALIK et al., 2018a). No entanto, ao avaliar os efeitos da salinidade e de dietas com e sem farinha de peixe para juvenis de tilápia do Nilo, Herath et al. (2018) verificaram maiores valores de CA nas salinidades de 0 e 12 g.L⁻¹, e não detectaram efeito significativo das dietas testadas.

Acompanhando os resultados para CA, a TEP não foi afetada pela salinidade ou pela dieta, diferentemente do que foi relatado por Herath et al. (2018), que concordam com estudos anteriores sobre o cultivo dessa espécie em água doce (TWIBELL e BROWN, 1998; TAKEUCHI et al., 2002; COYLE et al., 2004; PLAIPETCH e YAKUPITIYAGE, 2014; HE et al., 2016).

Dessa forma, a relação entre salinidade e o melhor desenvolvimento dos peixes é complexa e difere entre as diversas espécies de peixes, estando diretamente associada com o aporte energético de todo o metabolismo e sistema de cultivo.

5.2 CONDIÇÃO METABÓLICA

O peso absoluto do hepatopâncreas não foi influenciado ($P>0,05$) pela salinidade ou pelos tipos de dieta, mas houve efeito isolado ($P<0,05$) destes fatores no IHS (TABELA 8).

TABELA 8 – CARACTERÍSTICAS DO HEPATOPÂNCREAS E CONCENTRAÇÃO PLASMÁTICA DE METABÓLITOS EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*) CULTIVADAS EM NÍVEIS CRESCENTES DE SALINIDADE RECEBENDO DIETA CONTENDO INGREDIENTES DE ORIGEM ANIMAL E VEGETAL (AV) OU APENAS INGREDIENTES DE ORIGEM VEGETAL (V)

Variável ^I	Dieta	Salinidade (g.L ⁻¹)				Média	EPM ^{II}
		0	10	20	30		
HP (g)	AV	0,93	1,04	1,28	0,94	1,05	0,05
	V	0,85	0,90	0,90	0,92	0,89	
	Média	0,89	0,97	1,09	0,93	0,97	
IHS ^{III} (% PC)	AV	2,10	2,29	2,63	2,73	2,44 A	0,09
	V	1,73	1,82	2,26	2,29	2,03 B	
	Média	1,92 a	2,06 a	2,45 a	2,51 a	2,23	
PT ^{III} (g.dL ⁻¹)	AV	2,59	3,11	3,10	1,68	2,62	0,12
	V	2,83	2,67	2,57	2,21	2,57	
	Média	2,71 ab	2,89 a	2,84 a	1,95 b	2,59	
Glicose (mg.dL ⁻¹)	AV	56,5	60,5	58,8	50,0	56,4	2,3
	V	58,8	66,5	50,7	51,0	56,7	
	Média	57,6	63,5	54,7	50,5	56,6	
Colesterol (mg.dL ⁻¹)	AV	132,0	139,0	156,3	154,0	145,3 A	5,2
	V	126,3	124,3	113,7	97,0	115,3 B	
	Média	129,1	131,6	135,0	125,5	130,3	
TG (mg.dL ⁻¹)	AV	73,0	96,3	87,3	43,0	74,9 A	5,1
	V	53,3	64,3	56,0	50,7	56,0 B	
	Média	63,1	80,3	71,6	46,8	65,5	

^I HP: hepatopâncreas; IHS: índice hepatossomático; PT: proteínas totais; TG: triglicerídeos.

^{II} EPM: erro padrão da média.

^{III} Equação de regressão:

$$\text{IHS} = 1,910 + 0,0211 * S \quad (R^2 = 0,93)$$

$$\text{PT} = 2,713 + 0,0488 * S - 0,00238 * S^2 \quad (R^2 = 0,97)$$

S = salinidade (g.L⁻¹).

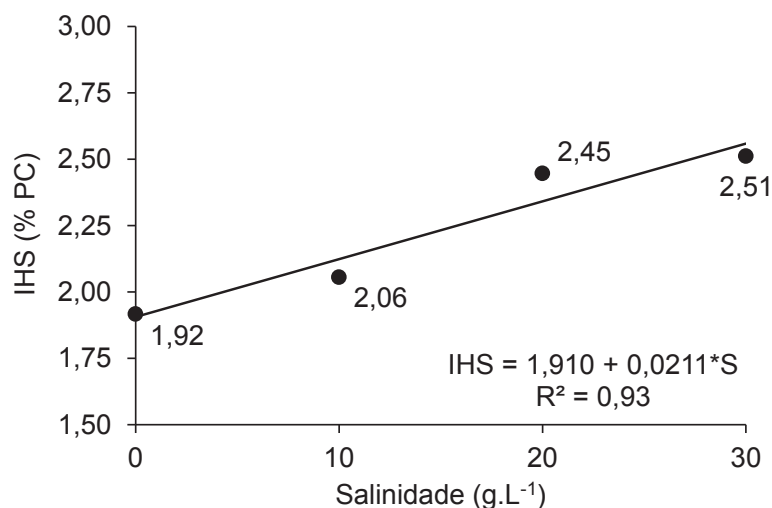
Médias seguidas por letras minúsculas diferentes na linha diferem pelo teste de Tukey ($P<0,05$), e médias seguidas por letras maiúsculas diferentes na coluna diferem pelo teste F ($P<0,05$).

FONTE: a autora (2018).

Apesar do teste de médias ter apontado que os valores médios dessa variável para os níveis de salinidade foram semelhantes entre si, a análise de regressão indicou que a mesma aumentou linearmente de 1,92 para 2,51% entre 0 e 30 g.L⁻¹ de salinidade (TABELA 8; FIGURA 3). De acordo com a equação de regressão, houve aumento de 0,02% no IHS com o incremento de 1 g.L⁻¹ de

salinidade. Quanto ao efeito da dieta, o IHS foi maior na dieta AV comparada com a dieta V (2,44 vs. 2,03%; TABELA 8).

FIGURA 3 – EFEITO DA SALINIDADE NO ÍNDICE HEPATOSSOMÁTICO (IHS) EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*)

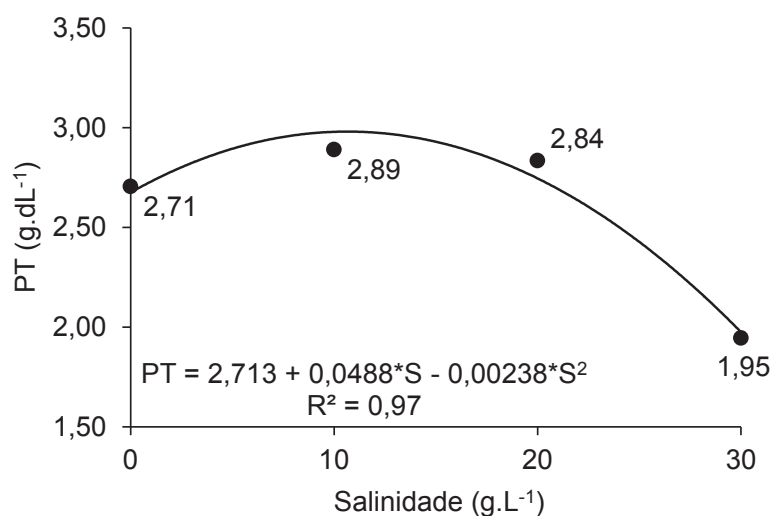


FONTE: a autora (2018).

A salinidade não influenciou ($P > 0,05$) as concentrações plasmáticas de glicose, colesterol e TG, mas ocasionou efeito quadrático ($P < 0,05$) na concentração plasmática de PT (TABELA 8; FIGURA 4). Com base na equação de regressão, o valor máximo estimado para este metabólito foi de $2,96 \text{ g.dL}^{-1}$ para a salinidade de $10,26 \text{ g.L}^{-1}$.

Houve efeito isolado ($P < 0,05$) da dieta nas concentrações plasmáticas de colesterol e TG, que foram maiores na dieta AV ($145,3$ e $74,9 \text{ mg.dL}^{-1}$) comparada com a dieta V ($115,3$ e $56,0 \text{ mg.dL}^{-1}$; TABELA 8). Esse efeito é explicado pelo maior teor de gordura da dieta AV comparado à dieta V ($12,3$ vs. $0,9\%$ MS; TABELA 1).

FIGURA 4 – EFEITO DA SALINIDADE NA CONCENTRAÇÃO PLASMÁTICA DE PROTEÍNAS TOTAIS (PT) EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*)



FONTE: a autora (2018).

Além de apresentar sua função digestiva, as células hepáticas armazenam glicogênio, sintetizam proteínas plasmáticas (HEATH, 1995) e também atuam no metabolismo de carboidratos e armazenamento de lipídios, tendo um papel crucial na síntese e oxidação de ácidos graxos (HINTON e LAURÉN, 1990; STEVENS e LOWE, 1995). Dessa forma, lesões ou alterações nesse órgão podem causar severas complicações no metabolismo do organismo.

No presente estudo, o efeito da salinidade no IHS está possivelmente relacionado com o metabolismo osmótico, pois além de afetar diretamente o trato gastrointestinal devido ao seu papel osmorregulador, a salinidade também está envolvida com o suprimento de nutrientes para outros órgãos e tecidos que ajustam os osmóticos (NITZAN et al., 2017). Considerando que o hepatopâncreas é o principal local de síntese de gordura nos peixes, o aumento da salinidade pode ter sobrecarregado esse órgão, fazendo com que a síntese de nutrientes, principalmente de gordura, fosse maior nas salinidades mais elevadas.

A dieta também influenciou o IHS, que foi maior nos peixes que receberam a dieta AV. Rafael e Braunbeck (1988) observaram que peixes alimentados com ração artificial apresentaram maior GPT e maior massa hepática comparados aos que tiveram acesso apenas à alimentação natural. Como consequência houve aumento do IHS nos peixes arraçoados. Esses resultados demonstram que a dieta interfere no desenvolvimento dos órgãos do sistema digestório e endócrino dos peixes.

A hematologia é uma ferramenta importante para a compreensão do metabolismo dos organismos, em que as análises sanguíneas permitem avaliar a influência das condições nutricionais e ambientais na saúde dos peixes (RANZANI-PAIVA et al., 2004). O tecido sanguíneo é responsável pelo transporte de metabólitos e nutrientes, incluindo íons inorgânicos, e a análise dos parâmetros bioquímicos do sangue pode ser utilizada para avaliar e caracterizar um organismo (OSUIGWE e OBIEKEZLE, 2007; ABBAS e SIDDIQUI, 2009, 2013). No presente estudo a salinidade não influenciou ($p > 0,05$) as concentrações plasmáticas de glicose, colesterol e TG. Esses resultados corroboram com os relatados por Jarvis e Ballantyne (2003) ao avaliarem as respostas metabólicas à aclimação da salinidade (0, 5, 10 e 20 g.L⁻¹) em juvenis de esturjões (*Acipenser brevirostrum*). Os mesmos autores destacaram a importância da glicose, que é um combustível essencial para vários tecidos, e ressaltaram que é desejável que os níveis plasmáticos de glicose permaneçam inalterados durante toda a fase de cultivo.

Embora a salinidade não tenha interferido nas variáveis citadas acima, houve efeito isolado da dieta nas concentrações plasmáticas de colesterol e TG, que foram maiores na dieta AV, o que é atribuído ao maior teor de gordura desta dieta comparado à dieta V. Apesar da formulação das rações atenderem a exigência da espécie (NRC, 2011), houve diferença na composição química devido à utilização de diferentes ingredientes.

Devido ao objetivo de suprir a exigência mínima de ácidos graxos (18:2 n-6 e 18:3 n-3) na ração V, a quantidade de óleo de soja utilizado na ração AV foi superior à ração V (6,74 vs. 1,00% MS; TABELA 1), o que elevou os teores de EE e EB da ração AV. O óleo é uma das fontes não proteicas de energia que pode ser utilizada na dieta para melhorar a eficiência de utilização da proteína, estando prontamente disponível para os peixes (LI et al., 2014). Possivelmente, no presente estudo, essa energia não proteica foi poupada do metabolismo energético e utilizada para o crescimento e deposição de gordura nas tilápias alimentadas com a ração AV, diferentemente da ração V, na qual havia baixo nível de fontes não proteicas. Nessa condição, os peixes utilizaram a energia para atender as demandas do metabolismo, principalmente do processo osmorregulatório.

Outro fator que pode refletir o nível metabólico do organismo e sua adaptação às variações ambientais é o nível plasmático de PT (ZOWAIL et al., 1994). Segundo Ranzani-Paiva e Silva-Souza (2004), o plasma sanguíneo é

composto por 90% de água e 7% de proteínas (globulinas e albumina) que são imprescindíveis para a manutenção da pressão osmótica, sendo ainda composto por metabólitos como hormônios, enzimas e diversos eletrólitos. Há um constante *turnover* proteico nos peixes, o que permite uma aclimatação mais rápida às mudanças ambientais do que ocorreria sob a dependência exclusiva de mecanismos enzimáticos (COWEY e WALTON, 1989). No entanto, as taxas de *turnover* proteico podem mudar com as variações das condições ambientais. Dessa forma, mudanças nas taxas de turnover proteico podem ter determinado o comportamento quadrático da concentração plasmática de PT entre os níveis de salinidade no presente estudo.

Ao avaliar os parâmetros hematológicos de tilápias do Nilo em resposta ao aumento da salinidade (0, 10, 20 e 25 g.L⁻¹), Pereira et al. (2016) obtiveram resultados próximos ao do presente estudo, demonstrando que as PT tiveram aumento significativo com os níveis de salinidade e que os valores da mediana foram maiores nos peixes mantidos em salinidade de 10 g.L⁻¹. Resultados semelhantes foram encontrados por LeaMaster et al. (1990) ao avaliarem os efeitos da salinidade (0 a 32 g.L⁻¹) nos parâmetros hematológicos de tilápia híbrida (*O. mossambicus* x *O. macrochir*). No referido estudo verificou-se que os níveis séricos de PT foram maiores em tilápias expostas à água salgada do que nas criadas em água doce. No entanto, os resultados descritos acima e os observados no presente estudo diferem dos relatados por Jarvis e Ballantyne (2003), que ao avaliarem as respostas metabólicas à aclimatação da salinidade em juvenis de esturjões (*Acipenser brevirostrum*), observaram que os níveis plasmáticos de PT não foram afetados pela salinidade. Possivelmente a diferença nesses resultados está relacionada às características das espécies, pois peixes marinhos têm comportamentos metabólicos diferentes dos peixes de água doce que são adaptados à salinidade.

Segundo Pereira et al. (2016), mudanças nas características hematológicas dos peixes teleósteos podem ser resultantes do estresse causado pelos altos níveis de salinidade aos quais os animais são submetidos. Durante o processo de adaptação às mudanças de salinidade, os peixes sofrem estresse em consequência do desequilíbrio osmótico, alterando o volume plasmático, o que afeta diretamente os níveis séricos de PT (Ranzani-Paiva et al., 2004). Para Farghaly et al. (1973), o aumento das PT com a salinidade ocorre para manter a função de osmorregulação

do sangue e pode ser interpretada como uma adaptação ao aumento gradativo da salinidade.

5.3 COMPOSIÇÃO QUÍMICA

Não houve interação ($P > 0,05$) entre os níveis de salinidade e os tipos de dieta nos teores de MS, PB, EE e MM dos juvenis de tilápia do Nilo. No entanto, houve efeito isolado ($P < 0,05$) da salinidade nos teores de MS e EE dos peixes (TABELA 9). O teor de MS reduziu linearmente de 27,38 para 23,85% MN entre 0 e 30 g.L^{-1} de salinidade. O teor de EE apresentou resposta quadrática aos níveis de salinidade (TABELA 9; FIGURA 5), com valor máximo de 19,85% MS estimado para a salinidade de 9,16 g.L^{-1} a partir da equação de regressão.

TABELA 9 – COMPONENTES QUÍMICOS DE JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*) CULTIVADAS EM NÍVEIS CRESCENTES DE SALINIDADE RECEBENDO DIETA CONTENDO INGREDIENTES DE ORIGEM ANIMAL E VEGETAL (AV) OU APENAS INGREDIENTES DE ORIGEM VEGETAL (V)

Variável ^I	Dieta	Salinidade (g.L^{-1})				Média	EPM ^{II}
		0	10	20	30		
MS ^{III} (% MN)	AV	28,34	27,83	25,79	23,89	26,46	0,41
	V	26,42	26,06	24,87	23,80	25,29	
	Média	27,38 a	26,95 a	25,33 ab	23,85 b	25,88	
PB (% MS)	AV	52,62	52,51	55,59	55,37	54,02 B	0,63
	V	59,51	58,02	59,84	58,03	58,85 A	
	Média	56,07	55,26	57,71	56,70	56,44	
EE ^{III} (% MS)	AV	23,84	23,23	20,40	12,81	20,07 A	1,00
	V	15,53	16,29	15,70	10,79	14,58 B	
	Média	19,68 a	19,76 a	18,05 a	11,80 b	17,32	
MM (% MS)	AV	18,12	18,13	16,81	19,18	18,06	0,28
	V	18,65	17,73	19,22	20,31	18,97	
	Média	18,38	17,93	18,01	19,74	18,52	

^I MN: matéria natural; MS: matéria seca; PB: proteína bruta; EE: extrato etéreo; MM: matéria mineral.

^{II} EPM: erro padrão da média.

^{III} Equação de regressão:

$$\text{MS} = 27,542 - 0,1138 * \text{S} \quad (\text{R}^2 = 0,95)$$

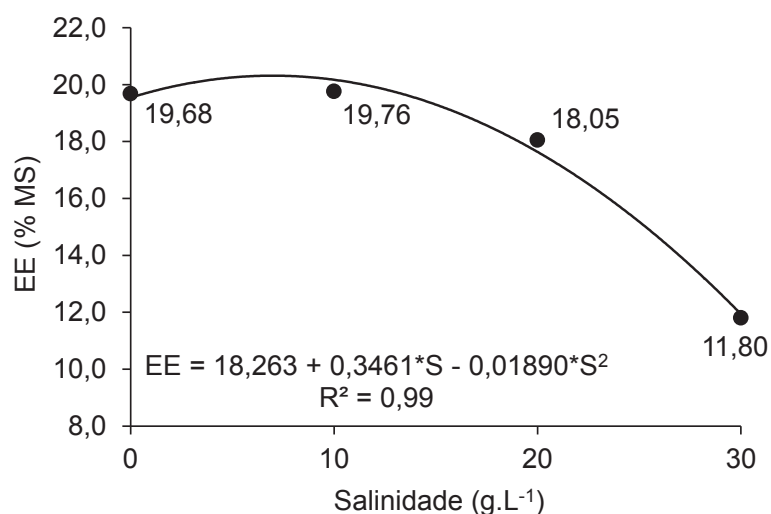
$$\text{EE} = 18,263 + 0,3461 * \text{S} - 0,01890 * \text{S}^2 \quad (\text{R}^2 = 0,99)$$

S = salinidade (g.L^{-1}).

Médias seguidas por letras minúsculas diferentes na linha diferem pelo teste de Tukey ($P < 0,05$), e médias seguidas por letras maiúsculas diferentes na coluna diferem pelo teste F ($P < 0,05$).

FONTE: a autora (2018).

FIGURA 5 – EFEITO DA SALINIDADE NO TEOR DE EXTRATO ETÉREO (EE) EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*)



FONTE: a autora (2018).

A dieta afetou de forma independente ($P < 0,05$) os teores de PB e EE dos juvenis de tilápia do Nilo (TABELA 9). O teor de PB foi maior para a dieta V (58,85 vs. 54,02% MS), enquanto o teor de EE foi maior para a dieta AV (20,07 vs. 14,58% MS). O maior teor de energia da ração AV, principalmente na forma de EE (EB = 5,10 vs. 4,50 cal.g MS⁻¹; EE = 12,3 vs. 0,9% MS; TABELA 1), favoreceu a deposição de gordura corporal nos peixes. Nesse caso, com o aumento do teor de EE houve uma redução proporcional de outros componentes químicos, o que explica o menor teor de PB nos peixes que consumiram a dieta AV.

Apesar de diversos autores apresentarem relatos sobre o efeito da salinidade no metabolismo de diversas espécies de peixes (TOCHER et al., 1994; BOEUF e PAYAN, 2001; CORDIER et al., 2002; JARVIS e BALLANTYNE, 2003; KHÉRIJI et al., 2003; LI et al., 2008; NAVARRO et al., 2009; SARKER et al., 2011; RUIZ-JARABO et al., 2015; GAN et al., 2016; HERATH et al., 2018; MALIK et al., 2018b), não há uma resposta padrão para os efeitos desse fator ambiental na composição química do organismo. Esta pode ser influenciada pelas características de cada espécie, por fatores genéticos e nutricionais, por mudanças e interações com as condições ambientais, pelo manejo e sistema de cultivo, entre outros. No presente estudo, tanto a dieta quanto a salinidade interferiram na composição química dos peixes.

Considerando o efeito da salinidade, os resultados encontrados para os teores de UM e MS diferem dos reportados por Daudpota et al. (2014), Kapute et al. (2016), Rahim et al. (2017) e Malik et al. (2018b), que não observaram diferença significativa para essas variáveis entre as salinidades testadas em seus respectivos estudos. Por outro lado, os teores de PB e MM não diferiram entre as salinidades no presente estudo, corroborando com os resultados encontrados pelos autores citados acima.

Entre os componentes químicos analisados, o EE foi o único que apresentou resposta quadrática aos níveis de salinidade. Esse resultado, assim como os encontrados para os teores de UM, MS e PB corroboram com os relatados por Jarvis e Ballantyne (2003) ao avaliarem as respostas metabólicas à aclimação da salinidade (0, 5, 10 e 20 g.L⁻¹) em juvenis de esturjões (*Acipenser brevirostrum*). Na análise da composição química dos peixes, esses autores observaram que não houve alteração nos teores de UM, MS e PB entre as salinidades 0 e 20 g.L⁻¹. Porém, os teores de EE foram afetados significativamente, sendo que os peixes cultivados em salinidade de 20 g.L⁻¹ apresentaram menor nível lipídico comparados com os peixes cultivados em água doce. No presente estudo, o menor teor de EE (11,80% MS) foi observado com na salinidade de 30 g.L⁻¹ (TABELA 9; FIGURA 5).

Por outro lado, ao avaliar a interação entre quatro temperaturas (10, 14, 18 e 22°C) e três salinidades (15, 25 e 33,5 g.L⁻¹) na composição química de juvenis de linguado (*Scophthalmus maximus*), Imsland et al. (2001) observaram que não houve interação entre os fatores estudados, porém a salinidade influenciou os teores de EE e PB. Esses autores relataram que os peixes cultivados em salinidade de 25 g.L⁻¹ apresentaram maiores teores de PB nas temperaturas de 18 e 22°C, e que os peixes cultivados em salinidade de 15 g.L⁻¹ apresentaram maiores teores de PB comparados com os cultivados em salinidade de 33,5 g.L⁻¹. O teor de EE variou entre as salinidades, apresentando menor valor na salinidade 33,5 g.L⁻¹. Esse nível de salinidade foi próximo ao nível máximo testado no presente estudo, no qual também foi observado o menor teor de EE, conforme relatado anteriormente.

Segundo Woo et al. (1978), a adaptação à salinidade ocasiona um estímulo na reserva de energia lipídica do organismo, resultando em redução na concentração de lipídios. Neste contexto, os teores de EE observados no presente estudo sugerem que o conteúdo lipídico dos peixes foi mobilizado para atender os custos metabólicos da aclimação da salinidade. Desta forma, o valor máximo de

EE (19,85%) estimado para a salinidade de $9,16 \text{ g.L}^{-1}$ se justifica devido a este nível de salinidade ser considerado um meio isotônico, no qual os gastos energéticos dispensados para o processo de osmorregulação são mínimos. Acima desta salinidade, a diminuição dos teores corporais de EE ocorreu em resposta ao maior gasto energético com a osmorregulação (FIGURA 5).

5.4 PERFIL DE ÁCIDOS GRAXOS

Não houve interação ($P > 0,05$) entre os níveis de salinidade e os tipos de dieta na proporção dos diferentes ácidos graxos depositados nos juvenis de tilápia do Nilo. Dessa forma, na TABELA 10 foram apresentados os resultados para os efeitos isolados de salinidade e da dieta nessas variáveis.

A salinidade influenciou ($P < 0,05$) as proporções dos ácidos graxos C17, C18, C22:1 e C22:3n-6 (TABELA 10). Exceto para o ácido graxo C18, o teste de médias indicou que os valores médios para as proporções desses ácidos graxos foram semelhantes entre os níveis de salinidade testados. Entretanto, a partir da análise de regressão foi detectado efeito linear crescente da salinidade nessas variáveis (TABELA 10; FIGURA 6). Dessa forma, houve aumento de 0,39 para 0,44% no C17; 6,22 para 6,61% no C18; 0,060 para 0,066% no C22:1; e de 0,286 para 0,327% no C22:3n-6 entre os níveis de 0 e 30 g.L^{-1} de salinidade.

TABELA 10 – PROPORÇÃO DE ÁCIDOS GRAXOS (%) NO TECIDO ADIPOSEO DE JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*) CRIADAS EM NÍVEIS CRESCENTES DE SALINIDADE RECEBENDO DIETA CONTENDO INGREDIENTES DE ORIGEM ANIMAL E VEGETAL (AV) OU APENAS INGREDIENTES DE ORIGEM VEGETAL (V)

Ácido graxo ^I	Salinidade (g.L ⁻¹)				Dieta		EPM ^{II}
	0	10	20	30	AV	V	
C14	1,84	1,95	2,00	2,10	1,84 B	2,11 A	0,067
C14:1	0,18	0,20	0,22	0,22	0,19 B	0,22 A	0,007
C16	19,53	19,67	20,63	20,62	19,53 B	20,70 A	0,281
C16:1	3,54	3,56	3,84	3,80	3,48 B	3,88 A	0,101
C17 ^{III}	0,39 a	0,40 a	0,47 a	0,44 a	0,40 B	0,45 A	0,013
C17:1	0,28	0,27	0,29	0,30	0,28	0,30	0,008
C18 ^{III}	6,22 b	6,34 b	6,88 a	6,61 ab	6,40	6,63	0,081
C18:1 (n7 + n9)	34,46	34,48	34,64	34,87	34,49	34,74	0,149
C18:2n-6T	0,07	0,06	0,07	0,07	0,06	0,07	0,003
C18:2n-6C	21,53	21,00	19,01	18,99	21,32 A	18,94 B	0,560
C18:3n-6	1,39	1,43	1,28	1,40	1,46 A	1,28 B	0,038
C18:3n-3	1,37	1,34	1,15	1,19	1,35 A	1,17 B	0,043
C20	0,33	0,32	0,35	0,34	0,33	0,34	0,005
C20:1	1,29	1,32	1,32	1,34	1,26 B	1,38 A	0,033
C20:2	0,95	0,88	0,86	0,85	0,92	0,85	0,022
C20:3n-6	1,00	1,00	0,99	1,00	1,02 A	0,97 B	0,011
C20:3n-3	0,18	0,16	0,16	0,16	0,17	0,16	0,005
C20:4n-6	1,83	1,89	1,95	1,91	1,85	1,94	0,045
C20:5n-3	0,07	0,07	0,09	0,08	0,07 B	0,08 A	0,004
C22	0,12	0,11	0,12	0,12	0,12	0,12	0,003
C22:1 ^{III}	0,06 a	0,06 a	0,07 a	0,07 a	0,06	0,07	0,001
C22:2n9	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05	0,001
C22:4n-6	1,34	1,37	1,35	1,32	1,30	1,39	0,040
C22:5n-6 ^{III}	0,29 a	0,28 a	0,33 a	0,33 a	0,30	0,32	0,009
C22:6n-3	0,78	0,81	0,95	0,88	0,80 B	0,91 A	0,031
C24	0,10	0,10	0,10	0,09	0,10	0,10	0,008
C24:1n9	0,82	0,87	0,84	0,86	0,86	0,83	0,018
AGS	28,53	28,89	30,56	30,32	28,71 B	30,44 A	0,383
AGMI	40,64	40,76	41,21	41,45	40,61	41,42	0,263
AGPI	30,83	30,35	28,23	28,22	30,68 A	28,14 B	0,615
AGPI:AGS	1,10	1,06	0,93	0,94	1,08 A	0,93 B	0,035
n-6	27,44	27,03	24,98	25,02	27,32 A	24,92 B	0,564
n-3	2,40	2,38	2,34	2,31	2,39	2,32	0,045
n-6:n-3 ^{III}	11,53 a	11,34 a	10,68 a	10,86 a	11,42 A	10,78 B	0,166

^IAGS: ácidos graxos saturados; AGMI: ácidos graxos monoinsaturados; AGPI: ácidos graxos poli-insaturados; n-6: ômega-6; n-3: ômega-3.

^{II}EPM: erro padrão da média.

^{III}Equação de regressão:

$$C17 = 0,392 + 0,0022*S \quad (R^2 = 0,53)$$

$$C18 = 6,255 + 0,0173*S \quad (R^2 = 0,57)$$

$$C22:1 = 0,060 + 0,0002*S \quad (R^2 = 0,77)$$

$$C22:5n-6 = 0,281 + 0,0017*S \quad (R^2 = 0,71)$$

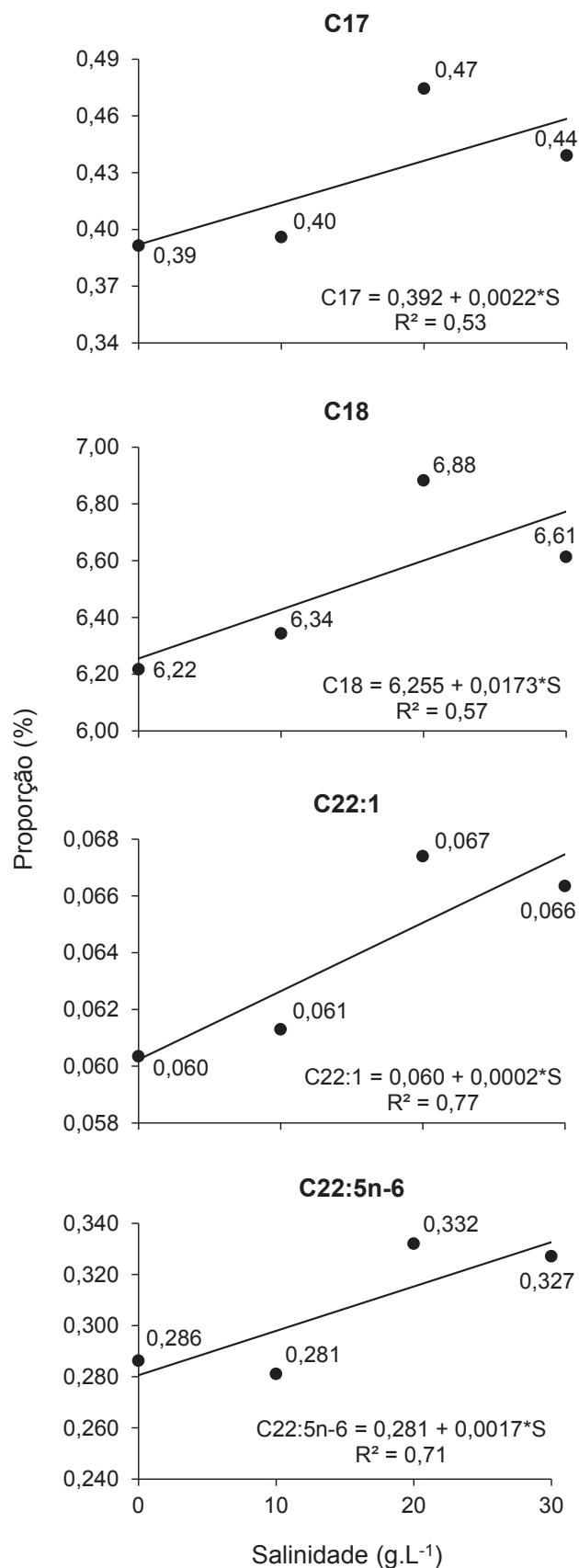
$$n-6:n-3 = 11,501 - 0,0266*S \quad (R^2 = 0,74)$$

S = salinidade (g.L⁻¹).

Na linha, letras minúsculas comparam as médias pelo teste de Tukey (P<0,05) e letras maiúsculas comparam as médias pelo teste F (P<0,05).

FONTE: a autora (2018).

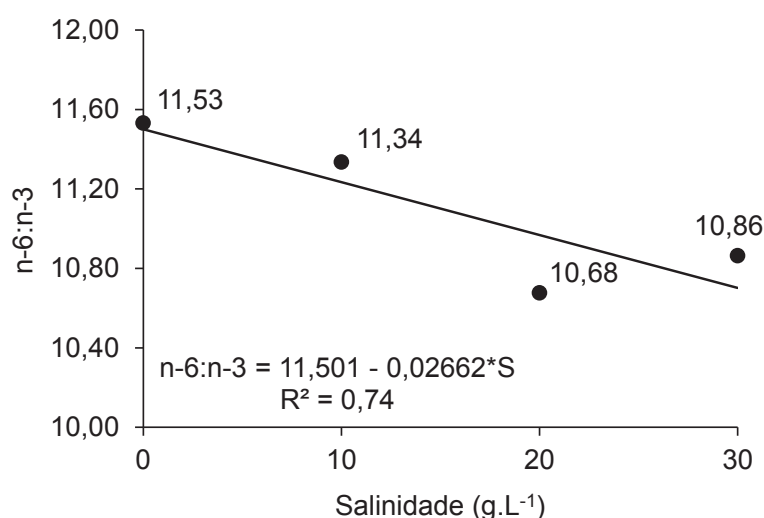
FIGURA 6 – EFEITO DA SALINIDADE NA PROPORÇÃO DOS ÁCIDOS GRAXOS C17, C18, C22:1 E C22:5n-6 EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*)



FONTE: a autora (2018).

A relação n-6:n-3 também foi afetada ($P < 0,05$) pela salinidade (TABELA 10). Conforme ocorreu com as proporções dos ácidos graxos citados anteriormente, o teste de médias apontou que os valores médios para relação n-6:n-3 nas salinidades testadas foram semelhantes entre si (TABELA 10). Porém, a análise de regressão indicou que houve efeito linear decrescente da salinidade nessa variável (FIGURA 7), com redução de 11,53 para 10,86 entre 0 a 30 g.L⁻¹ de salinidade.

FIGURA 7 – EFEITO DA SALINIDADE NA RELAÇÃO n-6:n-3 EM JUVENIS DE TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*)



FONTE: a autora (2018).

Houve efeito da dieta na proporção de alguns ácidos graxos, principalmente naqueles de cadeia mais curta (C14 a C18) (TABELA 10). As proporções dos ácidos graxos C14 ao C17, C20:1, C20:5n-3 e C22:6n-3 foram maiores nos peixes que consumiram a dieta V; já as proporções de C18:2n-6C, C18:3n-6, C18:3n-3 e C20:3n-6 foram maiores nos peixes que consumiram a dieta AV. Essa diferença no perfil de deposição dos ácidos graxos se refletiu na proporção de ácidos graxos saturados (AGS) e insaturados (AGPI e n-6), bem como nas suas relações (AGPI:AGS e n-6:n-3). A proporção de AGS foi maior nos peixes que consumiram a dieta V (30,44 vs. 28,71%), enquanto as proporções de AGPI e n-6, e as relações AGPI:AGS e n-6:n-3 foram maiores nos peixes que consumiram a dieta AV (30,68 vs. 28,14% para AGPI; 27,32 vs. 24,92% para n-6; 1,08 vs. 0,93 para AGPI:AGS; e 11,42 vs. 10,78 para n-6:n-3).

A composição lipídica e o perfil de ácidos graxos dos peixes não são determinados apenas pela habilidade do indivíduo metabolizar determinado lipídio (controle genético), mas também pela composição do alimento consumido (OLSEN et al., 2004). Assim, a diferença na composição de ácidos graxos dos juvenis de tilápia do Nilo entre as dietas AV e V é atribuída à composição química e o perfil de ácidos graxos das dietas, já que a primeira foi formulada com base em uma ração comercial, ou seja, com ingredientes de origem vegetal e animal, enquanto a segunda foi formulada apenas com ingredientes vegetais. Vale ressaltar que a ração AV apresentou maiores teores de EE e EB comparada com a ração V e que, dessa forma, os peixes alimentados com a ração AV tiveram um maior aporte de energia. Nessa condição, mesmo com o aumento do gasto energético com a osmorregulação com o aumento da salinidade, a maior disponibilidade de energia foi suficiente para suprir a demanda energética dos peixes e permitir a deposição de gordura no organismo. Com maior teor de lipídios disponíveis para o metabolismo, pode ter havido maior atividade das enzimas dessaturases e elongases com a dieta AV, justificando os maiores teores de AGPI nos peixes que consumiram essa dieta.

Em estudos com salmão do Atlântico (*Salmo salar*), vários autores relataram a influência da dieta no metabolismo dos ácidos graxos (BELL et al., 1997; TORSTENSEN et al., 2000; ROSEN LUND et al., 2001; TOCHER et al., 2001, JOBLING, 2002; TOCHER, 2003). Esses estudos mostraram que tanto o teor quanto o tipo de óleo utilizado na dieta podem ter efeitos significativos no metabolismo dos ácidos graxos desses peixes. No presente estudo, a dieta AV foi formulada com maior teor de óleo de soja que a dieta V, e essa diferença pode ter influenciado o metabolismo de ácidos graxos dos juvenis de tilápia do Nilo. Isso demonstra que a composição dos alimentos está diretamente relacionada com o metabolismo lipídico e o perfil de ácidos graxos nos peixes.

Tocher (2003) explicou que existem duas vias importantes de homeostase lipídica e de ácidos graxos, cujas atividades relativas contribuem para as composições de ácidos graxos do tecido final, que são (1) a síntese de AGPI por dessaturação e alongação; e (2) a oxidação de ácidos graxos através da via de β -oxidação. Além disso, Bell et al. (2001) relataram que um dos principais destinos do ácido graxo C18:3n-3, presente na dieta de salmonídeos, é a oxidação para energia, ou seja, serve como substrato para a síntese de AGPI n-3 e também como fonte de

energia. Esses dados demonstram a importância dos lipídios para o melhor desenvolvimento dos peixes quando submetidos a diferentes salinidades.

Diversos estudos foram realizados para compreender o metabolismo de ácidos graxos em peixes, os quais demonstraram que a salinidade é um dos fatores que pode influenciar o metabolismo e o perfil de ácidos graxos (DAIKOKU et al., 1982; BELL et al., 1997; JARVIS e BALLANTYNE, 2003; RUIZ-JARABO et al., 2015; GAN et al., 2016; HERATH et al., 2018). No presente estudo, a salinidade elevou as proporções dos ácidos graxos C17, C18, C22:1 e C22:3n-6, afetando a relação n-6:n-3. Esses resultados corroboram com os encontrados por Gan et al. (2016), que ao avaliarem os efeitos da salinidade (8, 16 e 24 g.L⁻¹) na composição de ácidos graxos de juvenis de tilápia do Nilo, observaram níveis mais elevados de ácidos graxos monoinsaturados (AGMI) e menores valores de C18:3n-3 (LNA) e C20:4n-6 (AA) nos peixes cultivados em água doce. Para os peixes cultivados nas distintas salinidades, os menores teores de AGMI estão relacionados, principalmente, com a utilização do C18:1n-9 (ácido oleico) como fonte de energia para o processo de osmorregulação (HENDERSON, 1996), enquanto os maiores teores de LNA obtidos nas maiores salinidades podem estar relacionados com a atividade das enzimas dessaturases e elongases, que convertem o LNA em C22:6n-3 (DHA) (FALLAH et al., 2013).

Ao avaliar o efeito da interação entre salinidade (0, 4, 8 e 12 g.L⁻¹) e dietas com e sem farinha de peixe, Herath et al. (2018) observaram que a salinidade teve impacto significativo nos AGMI nos filés de tilápia do Nilo. As proporções de ácido linoleico (LA), LNA e AA foram significativamente afetadas pela salinidade e mostraram efeitos interativos da dieta e da salinidade. Neste mesmo estudo, a partir da análise da composição de ácidos graxos realizadas nos filés e nas dietas, foi observado menores concentrações de C18:2n-6 e C18:3n-3 nos filés do que nas dietas. Isto sugere um alto grau de metabolismo desses dois ácidos graxos para β -oxidação ou dessaturação e alongamento para homólogos superiores (FRANCIS et al., 2009). Esses resultados indicaram claramente a eficácia das enzimas dessaturase e da atividade da elongase em ácidos graxos da tilápia do Nilo. Possivelmente, no presente estudo, a atividade dessas enzimas também foi eficiente, justificando-se através dos valores encontrados para a relação n-6:n-3.

Segundo Fallah et al. (2013), a proporção de AGPIs n-6:n-3 é um índice importante que permite uma comparação dos valores nutritivos relativos dos lipídios.

No presente estudo, embora o teste de médias tenha mostrado valores semelhantes para as salinidades testadas, a análise de regressão indicou que a relação n-6:n-3 decresceu com o aumento da salinidade. Essa variável pode estar relacionada a uma possível tendência de alteração no metabolismo, resultando em maior afinidade das enzimas dessaturases e elongases em converter AGPI da família n-3 nos peixes cultivados em ambientes de maior salinidade.

Em diversos estudos com peixes eurialinos, quando a adaptação é feita de ambiente de água doce para água salgada ou o inverso, os resultados de composição e perfil de ácidos graxos demonstram que a salinidade interfere na síntese de AGPI e, conseqüentemente, na relação n-6:n-3, mas os resultados são contraditórios. Fonseca-Madrugal et al. (2012), ao estudar um peixe nativo de água doce (*Chirostoma estor*), demonstraram que a biossíntese de AGPIs a partir de precursores de ácidos graxos de 18 carbonos era essencialmente ativo em condições salinas, mas não em condições de água doce. Fallah et al. (2013), no estudo citado anteriormente, sugere que a maior quantidade de AGPIs de cadeia longa (EPA, DHA e AA) na água salobra para a espécie *Capoeta damascina* ocorre devido à maior síntese desses ácidos graxos a partir de ácidos graxos de 18 carbonos, como os ácidos LA e LNA.

Por outro lado, no estudo realizado por Li et al. (2008), ao avaliar os efeitos dos ácidos graxos dietéticos sobre a composição de ácidos graxos do fígado e a expressão da enzima $\Delta 6$ -dessaturase em juvenis de *Siganus canaliculatus* cultivados em diferentes salinidades, relataram que houve redução nos teores de EPA, docosapentaenóico (DPA) e DHA. Com base nesses resultados, os autores sugeriram que *S. canaliculatus* pode converter os ácidos LA e LNA em AGPIs, no entanto essa capacidade é mais forte em baixa salinidade do que em alta salinidade.

Dessa forma, no presente estudo, a mudança na relação n-6:n-3 indica uma leve e possível tendência na melhora na atividade das enzimas dessaturases e elongases, principalmente quanto à eficiência de atuação na família n-3, ou na tendência de redução de afinidade das enzimas pela família n-6. Esses dados são consistentes com os demais trabalhos citados que reportam certa alteração no perfil de ácidos graxos influenciados pela salinidade, e reforçam as diferenças do metabolismo lipídico e do perfil de ácidos graxos em peixes marinhos e de água doce.

6 CONCLUSÃO

Considerando o melhor desempenho zootécnico e a maior taxa de sobrevivência, recomenda-se o cultivo de juvenis de tilápia do Nilo em salinidade próxima de 10 g.L^{-1} com ração contendo ingredientes de origem animal e vegetal. Entretanto, a ração contendo ingredientes de origem vegetal proporciona aumento da deposição do ácido docohexaenóico (DHA), reduzindo a relação ômega-6:ômega-3 da gordura depositada. Portanto, apesar do curto período experimental (32 dias), o fornecimento dessa ração melhorou o perfil de deposição de ácidos graxos em juvenis de tilápia do Nilo.

REFERÊNCIAS

- ABBAS, G.; SIDDIQUI, P. J. A. Effect of different feeding level on the growth, feed efficiency and body composition of juvenile mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus* (Forsskal 1775). **Aquaculture Research**, v. 40, n. 7, p. 781-789, 2009.
- ABBAS, G.; SIDDIQUI, P. J. A. The effects of varying dietary protein level on growth, feed conversion, body composition and apparent digestibility coefficient of Juvenile mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus* (Forsskal 1775). **Aquaculture Research**, v. 44, n. 5, p. 807-818, 2013.
- ADAMS, M. S. **Ecological role of lipids in the health and success of fish populations**. In: ARTS, M. T.; WAINMAN, B. C. (Eds.) *Lipids in freshwater ecosystems*. New York: Springer Verlag, 1999. p. 132-160.
- AL-AMOUDI, M. M. Acclimation of commercially cultured *Oreochromis* species to sea water – an experimental study. **Aquaculture**, v. 65, p. 333-342, 1987.
- ALTINOK, I.; GRIZZLE, J. M. Effects of brackish water on growth, feed conversion and energy absorption efficiency by juvenile euryhaline and freshwater stenohaline fishes. **Journal of Fish Biology**, v. 59, p. 1142-1152, 2001.
- ALVARENGA, E. R.; ALVES, G. F. O.; FERNANDES, A. F. A.; COSTA, G. R.; SILVA, M. A.; TEIXEIRA, E. A.; TURRA, E. M. Moderate salinities enhance growth performance of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fingerlings in the biofloc system. **Aquaculture Research**, v. 49, p. 2919-2926, 2018.
- AOAC – ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS. **Official methods of analysis**. 18.ed. Washington DC, 2010.
- APHA – AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION. **Standard methods for the examination of water and wastewater**. 21.ed. Washington DC: American Public Health Association/ American Water Works Association/ Water Environment Federation, 2005.
- AVELLA, M.; BERHAUT, J.; BORNANCIN, M. Salinity tolerance of two tropical fishes, *Oreochromis aureus* and *O. niloticus*. I. Biochemical and morphological changes in the gill epithelium. **Journal of Fish Biology**, v. 42, p. 243-254, 1993.
- AZEVEDO, R. V.; OLIVEIRA, K. F.; FLORES-LOPES, F.; TEIXEIRA-LANNA, E. A.; TAKISHITA, S. S.; TAVARES-BRAGA, L. G. Responses of Nile tilapia to different levels of water salinity. **Latin American Journal of Aquatic Research**, v. 43, n. 5, p. 828-835, 2015.
- BELL, J. G.; TOCHER, D. R.; FARNDAL, B. M.; COX, D. I.; MCKINNEY, R. W.; SARGENT, J. R. The effect of dietary lipid on polyunsaturated fatty acid metabolism in Atlantic salmon (*Salmo salar*) undergoing parr-smolt transformation. **Lipids**, v. 32, n. 5, p. 515-525, 1997.

BELL, M. V.; DICK, J. R.; PORTER, A. E. Biosynthesis and tissue deposition of docosahexaenoic acid (22:6n-3) in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). **Lipids**, v. 36, n. 10, p. 1153-1159, 2001.

BLIGH, E. G.; DYER, W. J. A rapid method of total lipid extraction and purification. **Canadian Journal of Biochemistry and Physiology**, v. 37, n. 8, p. 911-917, 1959.

BOEUF, G.; PAYAN, P. How should salinity influence fish growth? **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 130, p. 411-423, 2001.

CNAANI, A.; HULATA, G. Improving salinity tolerance in tilapias: past experience and future prospects. **The Israeli Journal of Aquaculture**, v. 63, p. 1-21, 2011.

CONIDES, A. J.; PARPOURA, A. R.; FOTIS, G. Study on the effects of salinity on the fry of the euryhaline species gilthead sea bream (*Sparus aurata* L. 1758). **Journal of Aquaculture in the Tropics**, v. 12, n. 4, p. 297-303, 1997.

COOK, H. W. Fatty acid desaturation and chain elongation in eucaryotes. In: VANCE, D.; VANCE, J. (Ed.). **Biochemistry of Lipids, Lipoproteins and Membranes**. Amsterdam: Elsevier, 1991. p. 141-169.

CORDIER, M.; BRICHON, G.; WEBER, J.M.; ZWINGELSTEIN, G. Changes in fatty acid composition of phospholipids in tissues of farmed sea bass (*Dicentrarchus labrax*) during an annual cycle. Roles of environmental temperature and salinity. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 133B, n. 3, p. 281-288, 2002.

COYLE, S. D.; MENGEL, G. J.; TIDWELL, J. H.; WEBSTER, C. D. Evaluation of growth, feed utilization, and economics of hybrid tilapia, *Oreochromis niloticus* x *Oreochromis aureus*, fed diets containing different protein sources in combination with distillers dried grains with solubles. **Aquaculture Research**, v. 35, n. 4, p. 365-370, 2004.

COWEY, C. B.; WALTON, M. Intermediary metabolism. In HALVER, J. E. (Ed.). **Fish Nutrition**. New York: Academic Press, 1989. p. 259-329.

CREPALDI, D. V.; TEIXEIRA, E. A.; FARIA, P. M. C.; RIBEIRO, L. P.; MELO, D. C.; CARVALHO, D.; SOUSA, A. B.; SATURNINO, H. M. Sistemas de produção na piscicultura. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 30, p. 86-99, 2006.

DAIKOKU, T.; YANO, I.; MASUI, M.; Lipid and fatty acid compositions and their changes in the different organs and tissues of guppy, *Poecilia reticulata*, on sea water adaptation. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 73A, p. 167-174, 1982.

DAUDPOTA, A. M.; SIDDIQUI, P. J. A.; ABBAS, G.; NAREJO, N. T.; SHAH, S. S. A.; KHAN, N.; DASTAGIR, G. Effect of dietary protein level on growth performance, protein utilization and body composition of Nile tilapia cultured in low salinity water. **International Journal of Interdisciplinary and Multidisciplinary Studies**, v. 2, n. 2, p. 135-147, 2014.

DAUDPOTA, A. M.; ABBAS, G.; KALHORO, I. B.; SHAH, S. S. A.; KALHORO, H.; REHMAN, M. H.; GHAFAR, A. Effect of feeding frequency on growth performance, feed utilization and body composition of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.), reared in low salinity water. **Pakistan Journal of Zoology**, v. 48, n. 1, p. 171-177, 2016.

DENDRINOS, P.; THORPE, J. P. Effects of reduced salinity on growth and body composition in the European bass *Dicentrarchus labrax* (L.). **Aquaculture**, v. 49, p. 333-358, 1985.

EL-SAYED, A. Basic biology. In: _____. **Tilapia Culture**. United Kingdom: CABI, 2006. p. 25-29.

FAO – FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION. **Tilapia: Environmental Biology and Nutritional Requirement**. South Dakota Cooperative Extension Service, 2010. Disponível em: <http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Oreochromis_niloticus/en>. Acesso em: 08/09/2018.

FAO – FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION. FAO State of world fisheries and aquaculture 2018. In: **FAO Fisheries Technical Paper**. Rome: FAO Fisheries Department, 2018

FALLAH, A. A.; NEMATOLLAHI, A.; SAEI-DEHKORDI, S. S. Proximate composition and fatty acid profile of edible tissues of *Capoeta damascina* (Valenciennes, 1842) reared in freshwater and brackish water. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 32, n. 2, p. 150-154, 2013.

FARGHALY, A. M.; EZZAT, A. A.; SHABANA, M. B. Effects of temperature and salinity changes on the blood characteristics of *Tilapia zilli* G. in Egyptian littoral lakes. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 46, n. 1, p. 183-193, 1973.

FERRARIS, R. P.; CATA CUTAN, M. R.; MABELIN, R. L.; JAZUL, A.P. Digestibility in milkfish, *Chanos chanos* (Forsskal): Effects of protein source, fish size and salinity **Aquaculture**, v. 59, n. 2, p. 93-105, 1986.

FITZSIMMONS, K. Tilapia: the most important aquaculture species of the 21 century. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON TILAPIA AQUACULTURE, 5., 2000. Rio de Janeiro. **Proceedings...** Rio de Janeiro: Panorama da Aquacultura Magazine, 2000. p.3-8.

FONSECA-MADRIGAL, J.; PINEDA-DELGADO, D.; MARTÍNEZ-PALACIOS, C.; RODRÍGUEZ, C.; TOCHER, D. R. Effect of salinity on the biosynthesis of n-3 long-chain polyunsaturated fatty acids in silverside *Chirostoma estor*. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 38, n. 4, p. 1047-1057, 2012.

FORMAN, B. M.; CHEN, J.; EVANS, R. M. Hypolipidemic drugs, polyunsaturated fatty acids, and eicosanoids are ligands for peroxisome proliferator-activated receptors alpha and delta. **Proceedings of the National Academy of Sciences of USA**, v. 94, n. 9, p. 4312-4317, 1997.

FRANCIS, D.S.; PETERS, D. J.; TURCHINI, G. M. Apparent in vivo Δ -6 desaturase activity, efficiency, and affinity are affected by total dietary C18 PUFA in the freshwater fish murray cod. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 57, n. 10, p. 4381-4390, 2009

FURUYA, W. M. **Tabelas brasileiras para a nutrição de tilápias**. Toledo: GFM, 2010. 100 p.

GAN, L.; XU, Z. X.; MA, J. J.; XU, C.; WANG, X. D.; CHEN, K.; CHEN, L. Q.; LI, E. C. Effects of salinity on growth, body composition, muscle fatty acid composition, and antioxidant status of juvenile Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758). **Journal of Applied Ichthyology**, v. 32, p. 372-374, 2016.

GUTT, J. The growth of juvenile flounders (*Platichthys flesus* L.) at salinities of 0, 5, 15 and 35‰. **Journal of Applied Ichthyology**, v. 1, n. 1, p. 17-26, 1985.

HALILOGLU, H. I.; BAYIR A.; SIRKECIOGLU, A. N.; ARAS, N. M.; ATAMANALP M. Comparison of fatty acid composition in some tissues of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) living in seawater and freshwater. **Food Chemistry**, v. 86, p. 55-59, 2004.

HARTMAN, L.; LAGO, R. C. Rapid preparation of fatty acid methyl from lipids. **Laboratory Practice**, v. 22, n. 6, p. 475-476, 1973.

HE, J.-Y.; HAN, B.; TIAN, L.-X.; YANG, H.-J.; ZENG, S.-L.; LIU, Y.-J. The sparing effect of cystine on methionine at a constant TSAA level in practical diets of juvenile Nile tilapia *Oreochromis niloticus*. **Aquaculture Research**, v. 47, n. 7, p. 2031-2039, 2016.

HEATH, A. G. **Water Pollution and Fish Physiology**. 2. ed. Florida: Lewis Publishers, CRC Press, 1995. 359 p.

HENDERSON, R. J. Fatty acid metabolism in freshwater fish with particular reference to polyunsaturated fatty acids. **Archives of Animal Nutrition**, v. 49, n. 1, p. 5-22, 1996.

HERATH, S. S.; HAGA, Y.; SATOH, S. Interactive effects of salinity and complete fishmeal replacement on growth, food consumption, and gene expression of hepatic IGF-I, IGF-II and growth hormone receptors in Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). **Aquaculture Research**, v. 49, p. 2128-2139, 2018.

HILSDORF, A. W. S. Genética e cultivo de tilápias vermelhas – uma revisão. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 22, n. 1, p. 73-84, 1995.

- HINTON, D. E.; LAURÉN, D. J. Liver structural alterations accompanying chronic toxicity in fishes potential biomarkers of exposure. In: McCARTHY, J. F.; SHUGART, L. R. (Ed.). **Biomarkers of Environmental Contamination**. Boca Raton: Lewis Publishers, 1990. p. 17-57.
- HUNT, A. O.; ÖZKAN, F.; ENGIN, K.; TEKELIOĞLU, N. The effects of freshwater rearing on the whole body and muscle tissue fatty acid profile of the European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). **Aquaculture International**, v. 19, p. 51-61, 2011.
- IMSLAND, A. K.; FOSS, A.; GUNNARSSON, S.; BERNTSSÉN, M. H. G.; FITZGERALD, R.; BONGA, S. W.; HAM, E.; NAEVDAL, G.; STEFANSSON, S. O. The interaction of temperature and salinity on growth and food conversion in juvenile turbot (*Scophthalmus maximus*). **Aquaculture**, v. 198, p. 353-367, 2001.
- JARVIS, P. L.; BALLANTYNE, J. S. Metabolic responses to salinity acclimation in juvenile shortnose sturgeon *Acipenser brevirostrum*. **Aquaculture**, v. 219, p. 891-909, 2003.
- JAUNCEY, K.; ROSS, B. **A guide to tilapia feed and feeding**. Scotland: University of Stirling, 1982. 111 p.
- JOBLING, M. Environmental factors and rates of development and growth. In: HART, P. J. B.; REYNOLDS, J. D. (Ed). **Handbook of Fish Biology and Fisheries. Fish Biology**. USA: Blackwell, 2002. p. 97-122.
- JUSTI, K. C.; HAYASHI, C.; VISENTAINER, J. V.; SOUZA, N. E.; MATSUSHITA, M. The influence of feed supply time on the fatty acid profile of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fed on a diet enriched with n-3 fatty acids. **Food Chemistry**, v. 80, n. 4, p. 489-493, 2003.
- KAMAL, A. H. M.; MAIR, G. Salinity tolerance in superior genotypes of tilapia, *Oreochromis niloticus*, *Oreochromis mossambicus* and their hybrids. **Aquaculture**, v. 247, p. 189-201, 2005.
- KAPUTE, F.; VALETA, J.; LIKONGWE, J.; KANG'OMBE, J.; NAGOLI, J.; MBAMBA, D. Growth performance of three tilapia fish species raised at varied pond sizes and water depths. **International Journal of Fisheries and Aquaculture**, v. 8, n. 8, p. 81-86, 2016.
- KHÉRIJI, S.; EL CAFSI, M.; MASMOUDI, W.; CASTELL, J. D.; ROMDHANE, M. S. Salinity and temperature effects on the lipid composition of mullet sea fry (*Mugil cephalus*, Linne, 1758). **Aquaculture International**, v. 11, n. 6, p. 571-582, 2003.
- KULLANDER, E. **Family Cichlidae (Cichlids): Check list of the freshwater fishes of South and Central America**. 2003. p.605-649.
- LAMBERT, Y.; DUTIL, J. D.; MUNRO, J. Effects of intermediate and low salinity conditions on growth rate and food conversion of Atlantic cod (*Gadus morhua*). **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 51, n. 7, p. 1569-1576, 1994.

LEAMASTER, B. R.; BROCK, J. A.; FUJIOKA, R. S.; NAKAMURA, R. M. Hematologic and blood chemistry values for *Sarotherodon melanotheron* and a red hybrid tilapia in freshwater and seawater. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 97, n. 4, p. 525-529, 1990.

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

LEHNINGER, A. L.; NELSON, D. L.; COX, M. M. **Princípios de Bioquímica**. 2. ed. São Paulo: Sarvier, 2000. 839 p.

LI, Y. Y.; HU, C. B.; ZHENG, Y. J.; XIA, X. A.; XU, W. J.; WANG, S. Q.; CHEN, W. Z.; SUN, Z. W.; HUANG, J. H. The effects of dietary fatty acids on liver fatty acid composition and Delta(6)-desaturase expression differ with ambient salinities in *Siganus canaliculatus*. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 151B, n. 2, p. 183-190, 2008.

LI, Z.; LUI, E. Y.; WILSON, J. M.; IP, Y. K.; LIN, Q.; LAM, T.J.; LAM, S.H. Expression of key ion transporters in the gill and esophageal-gastrointestinal tract of euryhaline Mozambique tilapia *Oreochromis mossambicus* acclimated to fresh water, seawater and hypersaline water. **PLoS One**, v. 9, n. 1, article e87591, 2014.

LIKONGWE, J. S.; STECKO, T. D.; STAUFFER JR, J. R.; CARLINE, R. F. Combined effects of water temperature and salinity on growth and feed utilization of juvenile Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (Linnaeus). **Aquaculture**, v. 146, p. 37-46, 1996.

LOVSHIN, L. L. Red tilapia or Nile tilapia: Which is the best culture fish? In: SIMPÓSIO SOBRE MANEJO E NUTRIÇÃO DE PEIXES, 2., 1998, Piracicaba, São Paulo. **Anais...** Piracicaba: [s.n.], 1998. p. 179-198.

MAIA, E. L.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. Avaliação de um método simples e econômico para a metilação de ácidos graxos com lipídios de diversas espécies de peixes. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 53, p. 27-35, 1993.

MALIK, A.; ABBAS, G.; GHAFAR, A.; DASTAGIR, G.; FERRANDO, S.; GALLUS, L.; MUHAMMAD, A. A.; JABBAR, A.; REHMAN, K. Assessment of optimum salinity level for maximum growth and survival of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (Linnaeus 1758). **Pakistan Journal of Zoology**, v. 50, n. 2, p. 585-594, 2018a.

MALIK, A.; ABBAS, G.; GHAFAR, A.; FERRANDO, S.; GALLUS, L. Impact of different salinity levels on growing performance, food conversion and meat quality of red tilapia (*Oreochromis* sp.) reared in seawater tanks. **Pakistan Journal of Zoology**, v. 50, n. 2, p. 409-415, 2018b.

MOUTOU, K. A.; PANAGIOTAKI, P.; MAMURIS, Z. Effects of salinity on digestive protease activity in the euryhaline sparid *Sparus aurata* L.: a preliminary study. **Aquaculture Research**, v. 35, n. 9, p. 912-914, 2004.

MUELLER, B. A.; TALBERT, R. L. Biological mechanisms and cardiovascular effects of omega-3 fatty acids. **Clinical Pharmacology**, v. 7, n. 11, p. 795-807, 1988.

NAVARRO, J. C.; PÉREZ, M. J.; ACOSTA, N. G.; VICIANO, E.; VARÓ, I.; UREÑA, R.; TORREBLANCA, A.; RODRÍGUEZ, C. The fatty acid profiles of polar and neutral lipids from enterocytes and hepatocytes of gilthead seabream (*Sparus aurata*) cultured at two salinities: a chemometrics approach. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 154A, p. S20, 2009.

NITZAN, T.; ROZENBERG, P.; CNAANI, A. Differential expression of amino-acid transporters along the intestine of Mozambique tilapia (*Oreochromis mossambicus*) and the effect of water salinity and time after feeding. **Aquaculture**, v. 472, p. 71-75, 2017.

NOGUEIRA, A. C.; RODRIGUES, T. **Criação de tilápias em tanques-rede**. Salvador: SEBRAE Bahia, 2007. 23 p.

NRC – NATIONAL RESEARCH COUNCIL. **Nutrient Requirements of Fish and Shrimp**. Washington, DC: National Academy Press. 2011. 376 p.

OGAWA, M.; MAIA, E. L. **Manual de Pesca – Ciência e Tecnologia do Pescado**. São Paulo: Livraria Varela, 1999. v. 1, p. 191-199.

OLIVEIRA, E. G.; SANTOS, F. J. S.; PEREIRA, A. M. L.; LIMA, C. B. Produção de tilápia: mercado, espécie, biologia e recría. **Circular Técnica, 45**. Teresina: EMBRAPA Meio-Norte, 2007.

OLSEN, R. E.; HENDERSON, R. J.; McANDREW, B. J. The conversion of linoleic acid and linoleic acid to longer chain polyunsaturated fatty acids by Tilapia (*Oreochromis niloticus*) nilotica *in vivo*. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 8, n. 3, p. 261-270, 1990.

OLSEN, Y.; VAN DER MEEREN, T.; REITAN, K. I. First feeding technology. In: MOKSNESS, E. et al. (Ed.). **Culture of Cold-Water Marine Fish**. Blackwell Publishing, 2004. p. 279-336.

ORBAN, E.; NEVIGATO, T.; DI LENA, G.; CASINI, I.; MARZETTI A. Differentiation in the lipid quality of wild and farmed seabass (*Dicentrarchus labrax*) and gilthead sea bream (*Sparus aurata*). **Journal of Food Science**, v. 68, n. 1, p. 128-132, 2003.

OSUIGWE, D. I.; OBIEKEZIE, A. I. Assessment of the growth performance and feed utilization of fingerling *Heterobrenchus longifilis* fed raw and boiled jackbean (*Canavalia ensiformis*) seed meal as fishmeal substitute. **Journal of Fisheries International**, v. 2, n. 1, p. 37-41, 2007.

PEIXE BR – ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DA PISCICULTURA. **Anuário Peixe BR da Piscicultura**, 2018. 130 p. Disponível em: <<https://www.peixebr.com.br/anuario2018/>>. Acesso em: 08/09/2018.

PEREIRA, D. S. P.; GUERRA-SANTOS, B.; MOREIRA, E. L. T.; ALBINATI, R. C. B.; AYRES, M. C. C. Parâmetros hematológicos e histológicos de tilápia do Nilo em resposta ao desafio de diferentes níveis de salinidade. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 42, n. 3, p. 635-647, 2016.

PLAIPETCH, P.; YAKUPITIYAGE, A. Effect of replacing soybean meal with yeast-fermented canola meal on growth and nutrient retention of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (Linnaeus 1758). **Aquaculture Research**, v. 45, n. 11, p. 1744-1753, 2014.

POMPÉIA, C.; LOPES, L. R.; MIYASAKA, C. K.; PROCÓPIO, J.; SANNOMIYA, P. CURI, R. Effect of fatty acids on leukocyte function. **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, v. 33, p.1255-1268, 2000.

PORTO, E. R.; AMORIM, M. C. C.; DUTRA, M. T.; PAULINO, R. V.; BRITO, L. T. L.; MATOS, A. N. B. Rendimento da *Atriplex nummularia* irrigada com efluentes da criação de tilápia em rejeito da dessalinização de água. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 10, n. 1, p. 97-103, 2006.

PRUNET, P.; BORNANCIN, M. Physiology of salinity tolerance in tilapia: an update of basic and applied aspects. **Aquatic Living Resources**, v. 2, n. 2, p. 91-97, 1989.

QIANG, J.; WANG, H.; KPUNDEH, M. D.; HE, J.; XU, P. Effect of water temperature, salinity, and their interaction on growth, plasma osmolality, and gill Na⁺, K⁺-ATPase activity in juvenile GIFT tilapia *Oreochromis niloticus* (L.). **Journal of Thermal Biology**, v. 38, p. 331-338, 2013.

RAFAEL, J.; BRAUNBECK, T. Interacting effects of diet and environmental temperature on biochemical parameters in the liver of *Leuciscus idus melanolus* (Cyprinidae: Teleostei). **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 5, n. 1, p. 9-19, 1988.

RAHIM, A.; ABBAS, G.; NAEEM, M.; FERRANDO, S.; GALLUS, L.; HAFEEZ-UR-REHMAN, M.; GHAFAR, A.; MATEEN, A. Effect of different oils on growth, feed conversion and body composition of juvenile black fin Sea bream, *Acanthopagrus berda* (Forsskal 1775). **Pakistan Journal of Zoology**, v. 49, p.655-661, 2017.

RANZANI-PAIVA, M. J. T.; ISHIKAWA, C. M.; EIRAS, A. C.; SILVEIRA, V. R. Effects of an experimental challenge with *Mycobacterium marinum* on the blood parameters of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1757). **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 47, n. 6, p. 945-953, 2004.

RANZANI-PAIVA, M. T. J.; SILVA-SOUZA, A. T. Hematologia de peixes brasileiros. In: RANZANI-PAIVA, M. T. J. et al. (Ed.). **Sanidade de Organismos Aquáticos**. São Paulo: Editora Varela, 2004.

ROSENLUND, G.; OBACH, A.; SANDBERG, M. G.; STANDAL, H.; TVEIT, K. Effect of alternative lipid sources on long-term growth performance and quality of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). **Aquaculture Research**, v. 32, p. 323-328, 2001.

ROSTAGNO, H. S.; ALBINO, L. F. T.; DONZELE, J. L.; GOMES, P. C.; OLIVEIRA, R. F.; LOPES, D. C.; FERREIRA, A. S.; BARRETO, S. L. T.; EUCLIDES, R. F. **Tabelas brasileiras para aves e suínos: Composição de alimentos e exigências nutricionais**. 3. ed. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2011. 252 p.

RUBIO, V. C.; SÁNCHEZ-VÁZQUEZ, F. J.; MADRID, J. A. Effects of salinity on food intake and macronutrient selection in European sea bass. **Physiology & Behavior**, v. 85, p. 333-339, 2005.

RUIZ-JARABO, I.; HERRERA, M.; HACHERO-CRUZADO, I.; VARGAS-CHACOFF, L.; MANCERA, J. M.; ARJONA, F. J. Environmental salinity and osmoregulatory processes in cultured flatfish. **Aquaculture Research**, v. 46, p. 10–29, 2015.

RUYTER, B.; ANDERSEN, O.; DEHLI, A.; FARRANTS, A. K. O.; GJOEN, T.; THOMASSEN, M. S. Peroxisome proliferator activated receptors in Atlantic salmon (*Salmo salar*): effects on PPAR transcription and acyl-CoA oxidase activity in hepatocytes by peroxisome proliferators and fatty acids. **Biochimica et Biophysica Acta**, v. 1348, n. 3, p. 331-338, 1997.

SARGENT, J. R.; BELL, J. G.; BELL, M. V.; HENDERSON, R. J.; TOCHER, D. R. Requirement criteria for essential fatty acids. **Journal of Applied Ichthyology**, v. 11, p. 183-198, 1995.

SARGENT, J. R.; BELL, G.; McEVOY, L.; TOCHER, D. R.; ESTEVEZ, A. Recent developments in the essential fatty acid nutrition of fish. **Aquaculture**, v. 177, p. 191-199, 1999.

SARGENT, J. R.; TOCHER, D. R.; BELL, G. The lipids. In: HALVER, J. E.; HARDY, R. W. (Ed.). **Fish Nutrition**. 3. ed. New York: Academic Press, 2002. p. 181-257.

SARKER, M. A.; YAMAMOTO, Y.; HAGA, Y.; SARKER, M. S. A.; MIWA, M.; YOSHIZAKI, G.; SATOH S. Influences of low salinity and dietary fatty acids on fatty acid composition and fatty acid desaturase and elongase expression in red sea bream *Pagrus major*. **Fisheries Science**, v. 77, n. 3, p. 385-396, 2011.

SHIAU, S. Y. Utilization of carbohydrates in warmwater fish – with particular reference to tilapia, *Oreochromis niloticus* x *O. aureus*. **Aquaculture**, v. 151, p. 79-96, 1997.

SCHMIDT-NIELSEN, K. **Fisiologia animal: adaptação e meio ambiente**. São Paulo: Livraria Santos Editora Ltda, 1999. 600 p.

SCHOFIELD, P. J.; PETERSON, M. S.; LOWE, M. R.; BROWN-PETERSON, N. J.; SLACK, W. T. Survival, growth and reproduction of non-indigenous Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (Linnaeus 1758). I. Physiological capabilities in various temperatures and salinities. **Marine and Freshwater Research**, v. 62, n. 5, p. 439-449, 2011.

SILVA, J. H. V.; LIMA, R. B.; LACERDA, P. B.; OLIVEIRA, A. C. Digestão e absorção de lipídeos. In: SAKOMURA, N. K. et al. (Ed.). **Nutrição de não ruminantes**. 1. ed. Jaboticabal: FUNEP, 2014. p. 62-76.

SOLOMON, S. G.; OKOMODA, V. T. Growth performance of *Oreochromis niloticus* fed duckweed (*Lemna minor*) based diets in outdoor hapas. **International Journal of Research in Fisheries and Aquaculture**, v. 2, n. 4, p. 61-65, 2012.

SOUZA, S. M. G.; ANIDO, R. J. V.; TOGNON, F. C. Ácidos graxos ômega-3 e ômega-6 na nutrição de peixes - fontes e relações. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, v. 6, n. 1, p. 63-71, 2007.

SPIEGELMAN, B. M.; FLIER, J. S. Adipogenesis and obesity: rounding out the big picture. **Cell**, v. 87, n. 3, p. 377-389, 1996.

STEFFENS, W. Effects of variation in essential fatty acids in fish feeds on nutritive value of freshwater fish for humans. **Aquaculture**, v. 151, p. 97-119, 1997.

STEVENS, A.; LOWE, J. **Histologia**. São Paulo: Manole, 1995.

SUÁREZ-MAHECHA, H.; FRANCISCO, A.; BEIRÃO, L. H.; BLOCK, J. M.; SACCOL, A.; PARDO-CARRASCO, S. Importância de ácidos graxos poliinsaturados presentes em peixes de cultivo e de ambiente natural para a nutrição humana. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 28, n. 1, p. 101-110, 2002.

SURESH, A. V.; LIN, C. K. Tilapia culture in saline waters: a review. **Aquaculture**, v. 106, p. 201-226, 1992.

TAHIN, Q. S. Importância fisiológica e patológica dos ácidos graxos. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 28, n. 3, p. 335-361, 1985.

TAKEUCHI, T.; LU, J.; YOSHIZAKI, G.; SATOH, S. Effect on the growth and body composition of juvenile tilapia *Oreochromis niloticus* fed raw *Spirulina*. **Fisheries Science**, v. 68, n. 1, p. 34-40, 2002.

TAYLOR, P. W.; ROBERTS, S. D. Clove oil: an alternative anesthetic for aquaculture. **North American Journal of Aquaculture**, v. 61, n. 2, p. 150-155, 1999.

TOCHER, D. R.; CASTELL, J. D.; DICK, J. R.; SARGENT, J. R. Effects of salinity on the growth and lipid composition of Atlantic salmon (*Salmo salar*) and turbot (*Scophthalmus maximus*) cells in culture. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 13, n. 6, p. 451-461, 1994.

TOCHER, D. R.; AGABA, M.; HASTINGS, N.; BELL, J. G.; DICK, J. R.; TEALE, A. J. Nutritional regulation of hepatocyte fatty acid desaturation and polyunsaturated fatty acid composition in zebrafish (*Danio rerio*) and tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 24, n. 4, p. 309-320, 2001.

TOCHER, D. R. Metabolism and functions of lipids and fatty acids in teleost fish. **Reviews in Fisheries Science**, v. 11, n. 2, p. 107-184, 2003.

TORSTENSEN, B. E.; LIE, Ø.; FRØYLAND, L. Lipid metabolism and tissue composition in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) - effects of capelin oil, palm oil, and oleic acid-enriched sunflower oil as dietary lipid sources. **Lipids**, v. 35, p. 653-664, 2000.

TRAN-NGOC, K. T.; SCHRAMA, J. W.; LE, M. T. T.; NGUYEN, T. H.; ROEM, A. J.; VERRETH, J. A. J. Salinity and diet composition affect digestibility and intestinal morphology in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Aquaculture**, v. 469, p. 36-43, 2017.

TWIBELL, R. G.; BROWN, P. B. Optimal dietary protein concentration for hybrid tilapia *Oreochromis niloticus* x *O. aureus* fed all-plant diets. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 29, n. 1, p.9-16, 1998.

USHER, M. L.; TALBOT, C.; EDDY, F. B. Effects of transfer to seawater on growth and feeding in Atlantic salmon smolts (*Salmo salar* L.). **Aquaculture**, v. 94, n. 4, p. 309-326, 1991.

VALENZUELA, A.; MORGADO, N. Trans fatty acid isomers in human health and in the food industry. **Biological Research**, v. 32, n. 4, p. 273-287, 1999.

VIEIRA, V. P.; RIBEIRO, R. P.; MOREIRA, H. L. M.; POVH, J. A.; VARGAS, L.; BARRERO, N. M. L. Avaliação do desempenho produtivo de linhagens de Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) em Maringá-PR. **Revista Acadêmica: Ciências Agrárias e Ambientais**, v. 3, n. 3, p. 19-26, 2005.

VILLEGAS, C. T. Evaluation of salinity tolerance of *Oreochromis mossambicus*, *O. niloticus* and their F1 hybrid. **Aquaculture**, v. 85, p. 281-292, 1990.

XU, J.; YAN, B.; TENG, Y.; LOU, G.; LU, Z. Analysis of nutrient composition and fatty acid profiles of Japanese sea bass *Lateolabrax japonicus* (Cuvier) reared in seawater and freshwater. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 23, p. 401-405, 2010.

WATANABE, W. O.; ELLINGSON, L. J.; OLLA, B. L.; ERNST, D. H.; WICKLUND, R. I. Salinity tolerance and seawater survival vary ontogenetically in Florida red tilapia. **Aquaculture**, v. 87, p. 311-321, 1990.

WHITEFIELD, A. K.; BLABER, S. J. M. The distribution of fresh water cichlid *Sarotherodon mossambicus* in estuarine systems. **Environmental Biology of Fishes**, v. 4, n. 1, p. 77-81, 1979.

WOO, N. Y. S.; BERN, H. A.; NISHIOKA, R. S. Changes in body composition associated with smoltification and premature transfer to seawater in Coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*) and King salmon (*O. tshawytscha*). **Journal of Fish Biology**, v. 13, n. 4, p. 421-428, 1978.

ZIKOS, A.; SEALE, A. P.; LERNER, D. T.; GRAU, E. G.; KORSMEYER, K. E. Effects of salinity on metabolic rate and branchial expression of genes involved in ion transport and metabolism in Mozambique tilapia (*Oreochromis mossambicus*). **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 178, p. 121-131, 2014.

ZOWAIL M. E. M.; EL-DEEB, S. I.; EL-SERAFY, S. S.; RIZKALLA, E. H.; EL-SAIED H. Biochemical genetic studies of serum properties of family *Mugillidae* in two different habitats of Egyptian water. **Bulletin of the National Institute of Oceanography and Fisheries (Egypt)**, v. 20, p.175-190, 1994.

ANEXO 1 – TERMO DE APROVAÇÃO NO CEUA

Ministério da Educação
Universidade Federal do Paraná
Setor Palotina
Comissão de Ética no Uso de Animais



Certificado

Certificamos que o **Protocolo nº 08/2017** referente ao projeto de pesquisa **Metabolismo de ácidos graxos em alevinos de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) submetidos a diferentes níveis de salinidade**, sob responsabilidade de **Profa. Lilian Dena dos Santos**, está de acordo com os Princípios Éticos da Experimentação Animal, adotado pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA) e foi **APROVADO** pela Comissão de Ética no Uso de Animais do Setor Palotina da UFPR (CEUA/Palotina) em **18/04/2017**.

O Docente responsável pelo envio do formulário deve estar ciente de que deve:

- informar qualquer intercorrência, efeitos adversos ou fatos relevantes que alterem o curso normal do estudo;
- informar sobre a necessidade de modificações ou emendas ao protocolo que foi descrito e aprovado, identificando a parte do protocolo a ser modificada e apresentando justificativas claras

Palotina, 18 de abril de 2017.

Certificate

*Certify that the **Protocol n. 08/2017** regarding the research project **Fatty acid metabolism in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fingerlings submitted to different levels of salinity**, under responsibility of **Prof Lilian Dena dos Santos**, is according to the Ethical Principles of Animal Experimentation adopted by the National Council for Animal Experiments Control (CONCEA) and was **APPROVED** by the Ethics Committee on Animal Use of the UFPR – Setor Palotina (CEUA / Palotina) in **Apr 18, 2017**.*

Palotina, Apr 18, 2017.

Prof. Geraldo Camilo Alberton
Coordenador/Coordinator
CEUA/Palotina - UFPR