

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO ESPIRITO SANTO
CENTRO DE CIÊNCIAS ÁGRARIAS E ENGENHARIAS - CCAE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS**

ANA CAROLINE FIGUEIREDO

**PROBIÓTICO PARA TILÁPIA NILÓTICA EM AMBIENTE DE
DESAFIO**

ALEGRE-ES

2020

ANA CAROLINE FIGUEIREDO

PROBIÓTICO PARA TILÁPIA NILÓTICA EM AMBIENTE DE DESAFIO

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Espírito Santo, como requisito parcial para obtenção do Título de Mestre em Ciências Veterinárias, linha de pesquisa em Reprodução e Nutrição Animal.

Orientador: Prof. DSc: José Geraldo de Vargas Junior.

ALEGRE-ES

2020

Ficha catalográfica disponibilizada pelo Sistema Integrado de
Bibliotecas - SIBI/UFES e elaborada pelo autor

F475p Figueiredo, Ana Caroline, 1995-
Probiótico para tilápia nilótica em ambiente de desafio :
Probiótico para tilápia nilótica em ambiente de desafio / Ana
Caroline Figueiredo. - 2020.
56 f. : il.

Orientador: José Geraldo de Vargas Junior.
Coorientador: Pedro Pierro de Mendonça.
Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) -
Universidade Federal do Espírito Santo, Centro de Ciências
Agrárias e Engenharias.

1. Aditivos nutricionais. 2. *Oreochromis niloticus*. 3. Peixe
de corte ou Tilapicultura. I. de Vargas Junior, José Geraldo. II.
Pierro de Mendonça, Pedro. III. Universidade Federal do Espírito
Santo. Centro de Ciências Agrárias e Engenharias. IV. Título.

CDU: 619

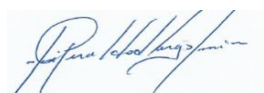
ANA CAROLINE FIGUEIREDO

PROBIÓTICO PARA TILÁPIA NILÓTICA EM AMBIENTE DE DESAFIO

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias do Centro de Ciências Agrárias e Engenharias – CCAE, da Universidade Federal do Espírito Santo, como requisito parcial para obtenção do Título de Mestre em Ciências Veterinárias, linha de pesquisa em Reprodução e Nutrição Animal.

Aprovado em 27 de julho de 2020.

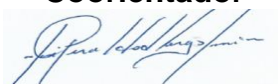
COMISSÃO EXAMINADORA



Prof. DSc. José Geraldo de Vargas Junior
Universidade Federal do Espírito Santo
Orientador



Prof. DSc. Pedro Pierro Mendonça
Instituto Federal do Espírito Santo
Coorientador



Prof. DSc. Leandro Santos Costa
Universidade Federal de Viçosa



Prof. DSc Tais da Silva Lopes
Universidade Federal do Espírito Santo

DEDICATÓRIA

À Deus, por me dar força e sabedoria.

À minha família, meu esposo e meus amigos pelo apoio.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente a Deus, pois sem a fé que tenho nEle nada na minha vida seria possível. Gratidão por nunca soltar a minha mão e me encorajar a seguir em frente. “Tudo posso naquele que me fortalece” (Filipenses 4,13).

Aos meus pais Rosa Amélia Macarineli Figueiredo e Elias Figueiredo, que nunca mediram esforços em meio as dificuldades para me ensinarem o caminho do bem, e por me apoiarem em mais essa etapa da minha vida. Sem vocês, eu não teria chegado até aqui. Esse título é por vocês e para vocês!

Ao meu esposo Daniel por todo amor e paciência. Obrigada por acreditar no meu sonho e sempre me motivar a seguir em frente. É muito bom saber que posso contar com você em todos os momentos!

Ao meu orientador, José Geraldo de Vargas Junior pela oportunidade de realizar este trabalho. Agradeço por todos os ensinamentos compartilhados, pela paciência e por me guiar nos primeiros passos da pós-graduação. Muito obrigada por tudo!

Ao meu coorientador Pedro Pierro Mendonça, pelos conhecimentos compartilhados, por ceder o espaço do seu laboratório! Com certeza, você foi essencial para a condução do meu experimento! A todos os estagiários do LNPEO do IFES-Campus Alegre, por sempre estarem dispostos a ajudar. E em especial ao meu amigo, Marcio, por disponibilizar sua ajuda e companhia durante todo o período de condução do experimento. Muito obrigada!

Aos meus amigos, e também companheiros de mestrado, Hortência e Hugo, por todas as conversas, risadas, aulas, vocês tornaram a caminhada mais leve. E meu muito obrigada também Hugo, por sempre estar disposto a me auxiliar durante a execução do experimento!

Ao meu cunhado Oséias e minha sobrinha Laryssa, por compartilharem seus dias, seus conselhos e a casa de vocês comigo! Vocês foram muito importantes nessa etapa da minha vida! Muito obrigada!

Aos professores Leandro Santos Costa e Tais da Silva Lopes, por aceitarem a participar da banca, compartilhando seus conhecimentos! Muito obrigada!

“Por isso, há somente razões para o agradecimento e bem poucas necessidades para solicitações”

Joanna de Ângelis

RESUMO

FIGUEIREDO, ANA CAROLINE. **Probiótico para tilápia nilótica em ambiente de desafio**. 2020.56.p. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) – Centro de Ciências Agrárias e Engenharias – CCAE, Universidade Federal do Espírito Santo, Alegre, ES, 2020.

O uso de probiótico tem sido alternativa para maximizar o desempenho animal através da melhoria das condições intestinais para os processos de digestão e absorção de nutrientes. Dessa forma o presente estudo teve como objetivo, avaliar a inclusão do probiótico para juvenis de tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*) em ambiente de desafio sanitário (8 e 16 horas sem recirculação de água), sob os parâmetros zootécnicos e de qualidade de água. O experimento foi conduzido no Laboratório de Nutrição e Produção de Espécies Ornamentais (LNPEO) do Instituto Federal do Espírito Santo *campus* Alegre, com duração de 50 dias. Foram testados quatro níveis de inclusão do probiótico na dieta (0;0,2;0,4 e 0,6 gramas de probiótico por kg de ração), em dois desafios sanitários. Os parâmetros de desempenho avaliados foram Ganho de peso (g), Consumo de ração (g de ração consumida por unidade experimental), Conversão Alimentar Aparente (g/g), Taxa de Crescimento Específico (%/dia), Fator de Condição, Taxa de eficiência proteica (%) e Taxa de eficiência energética (%) e também índice hepatossomático e taxa de sobrevivência. Os níveis de inclusão do probiótico na ração proporcionaram influência nos parâmetros zootécnicos estudados para os desafios testados. Dentre os parâmetros avaliados pode-se concluir que o nível de probiótico (*Bacillus cereus* var.toyol 4×10^{12} UFC e *Bacillus subtilis* 4×10^{12}) recomendado varia em função do desafio testado. Desta forma, para o desafio de 8 horas recomenda-se 0,3246 g/kg de probiótico na ração e para o desafio de 16 horas a fim de melhorar a taxa de sobrevivência dos animais recomenda-se 0,331g/ kg de probiótico na ração.

Palavras chave: aditivos nutricionais. *Oreochromis niloticus*. peixe de corte ou tilapicultura

ABSTRACT

FIGUEIREDO, ANA CAROLINE. **Probiotic for tilapia nilótica in challenging.** 2020. 56.p. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) – Centro de Ciências Agrárias e Engenharias – CCAE, Universidade Federal do Espírito Santo, Alegre, ES, 2020.

The use of probiotics has been an alternative to maximize animal performance by improving intestinal conditions for the processes of digestion and absorption of nutrients. Thus, the present study aimed to evaluate the inclusion of the probiotic for juveniles of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in a challenging environment (8 and 16 hours without water recirculation), under zootechnical and water quality parameters. The experiment was conducted at the Laboratory of Nutrition and Production of Ornamental Species (LNPEO) of the Federal Institute of Espírito Santo campus Alegre, lasting 50 days. Four levels of probiotic inclusion in the diet (0; 0.2; 0.4 and 0.6 grams of probiotic per kg of feed) were tested in two health challenges. The performance parameters evaluated were Weight gain (g), Feed consumption (g of feed consumed per experimental unit), Apparent Feed Conversion (g / g), Specific Growth Rate (% / day), Condition Factor, Rate protein efficiency (%) and energy efficiency rate (%) and also hepatosomatic index and survival rate. The levels of inclusion of the probiotic in the feed provided influence on the zootechnical parameters studied for the tested challenges. Among the parameters evaluated, it can be concluded that the recommended probiotic (*Bacillus cereus* var.toyol 4×10^{12} UFC e *Bacillus subtilis* 4×10^{12}) level varies depending on the challenge tested. Thus, for the 8-hour challenge 0.3246 g / kg of probiotic in the feed is recommended and for the 16-hour challenge in order to improve the survival rate of the animals, 0.331 g / kg of probiotic in the feed is recommended .

Keywords: nutritional additives. *Oreochromis niloticus*. cut fish or tilapicultur

LISTA DE FIGURAS

Figura 1- Sistema de recirculação de água e seus sistemas de filtragem.....	29
Figura 2- Consumo de ração (A), ganho de peso (B), conversão alimentar aparente (C) e índice hepatossomático (D) de juvenis de tilápia do nilo, alimentadas com dietas com diferentes níveis de probiótico (0, 0,2, 0,4 e 0,6 gramas de probiótico por quilograma de ração) e em ambiente de desafio referente a 8 horas (DES 8) e 16 horas (DES 16) sem recirculação de água.....	37
Figura 3- Taxa de eficiência energética (A), taxa de eficiência proteica (B), taxa de crescimento específico (C) e taxa de sobrevivência (D) de juvenis de tilápia do nilo, alimentadas com dietas com diferentes níveis de probiótico (0, 0,2, 0,4 e 0,6 gramas de probiótico por quilograma de ração) e em ambiente de desafio referente a 8 horas (DES 8) e 16 horas (DES 16) sem recirculação de água	39

LISTA DE TABELAS

Tabela 1- Composição nutricional – Dieta base para tilápias do nilo.	30
Tabela 2- Valores médios de pH, oxigênio dissolvido (OD), condutividade elétrica (CE) e sólidos totais (ST) da água e seus respectivos desvios.	34
Tabela 3- Valores médios das variáveis zootécnicas dos juvenis de tilápias durante o período experimental em função dos fatores A (níveis de probiótico) e B (8 horas e 16 horas sem recirculação de água no sistema).	36

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	13
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	14
2.1 Tilápia do Nilo: Características Gerais da Espécie e Sua Importância Econômica.....	14
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	28
3.1 Animais e Condições Experimentais	28
3.2 Dieta e Tratamentos.....	29
3.3. Desempenho Zootécnico	31
3.4 Índice Hepatosomático.....	32
3.5 Qualidade da Água.....	32
3.6 Análise Estatísticas	33
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	34
6. REFERÊNCIAS.....	43
ANEXOS	52
ANEXO A – Ração peletizada	53
ANEXO B – Moagem da ração	53
ANEXO C – Biometria inicial.....	54
ANEXO D – Biometria final.....	55
ANEXO E – Resultado da análise de variância para os parâmetros ganho de peso (GP) conversão alimentar aparente (CAA), taxa de crescimento específico (TCE), consumo de ração (CR), fator de condição (FC), taxa de sobrevivência (TS), taxa de eficiência proteica (TEP), taxa de eficiência energética (TEE) e índice hepatossomático (IHS)	56

1. INTRODUÇÃO

Nos últimos anos, a aquicultura tem se destacado como fornecedora de proteína de origem animal de altíssima qualidade, para consumo humano. Além disso, com o aumento da produção e da eficiência produtiva, a aquicultura tem atuado de forma direta na geração de emprego e renda (PEIXE BR, 2019). Esse aumento da produtividade está diretamente ligado ao desenvolvimento de tecnologias, das quais destaca-se o melhoramento genético, com espécies cada vez mais adaptadas às condições climáticas brasileiras bem como o desenvolvimento de técnicas nutricionais (SCHULTER & VIEIRA FILHO, 2018).

Contudo, tais características têm ocorrido em virtude do aumento do cultivo de organismos aquáticos em sistemas intensivos de produção. Esses sistemas destacam-se por apresentarem altas densidades de estocagem aliado ao fornecimento de grandes quantidades de ração, o que implica em aumento da quantidade de matéria orgânica, maior demanda de oxigênio pelos animais e maior concentração de animais por área, podendo levar a perda da qualidade da água, ao qual tornam os animais susceptíveis ao quadro de estresse (ROTTA, 2003).

Frente aos problemas que podem ser causados por tais condições estressoras, torna-se importante a busca por alternativas à fim de controlar possíveis incidências de bactérias oportunistas no sistema de cultivo (PELICANO et al., 2005). Nesse contexto, a inclusão de probióticos na ração, pode ser utilizado, dado que os mesmos são compostos por microrganismos benéficos ao hospedeiro e que desempenham funções de melhorias nos processos digestivos e conseqüentemente na absorção de nutrientes (FULLER, 1989).

Diante do disposto, o objetivo do estudo foi avaliar o efeito do probiótico sobre os parâmetros zootécnicos de juvenis de tilápias nilóticas, submetidos em ambiente de desafio de 8 e 16 horas sem recirculação de água no sistema.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Tilápia do Nilo: Características Gerais da Espécie e Sua Importância Econômica

A tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*), pertence ao grupo dos Teleósteos, Ordem Peciforme e família *Cichilidae*. Teve sua origem na bacia do Nilo, sendo distribuídas nas regiões subtropicais e tropicais do Sudeste asiático, Leste africano, e introduzidas posteriormente para o continente americano (MACIEL 2015; EI SAYED, 2019).

Trata-se de espécie tropical, assim a eficiência produtiva é observada com temperatura da água entre 25 e 30°C. Em temperaturas abaixo de 15 °C são extremamente prejudiciais para o desenvolvimento das mesmas (CASTAGNOLLI, 1992; CYRINO & CONTE, 2006; MACIEL, 2015).

A tilápia do Nilo foi introduzida no Brasil no início dos anos 70, por meio do Departamento Nacional de Obras Contra as Secas, no Ceará, com o objetivo de aproveitamento de açudes existentes. Com o passar do tempo, difundiu-se por todo o território nacional (SILVA et al., 2015). Essa espécie tem sido cultivada no Brasil em diversas formas, desde viveiros escavados a tanques rede, tendo se adaptado muito bem a última forma, devido ao fato de serem tolerantes a cultivos em altas densidades, resistentes a doenças e ao custo benefício apresentado. Em relação ao cultivo de tilápias em sistemas de recirculação de água no Brasil, a utilização de tal sistema se restringe apenas em laboratórios de reprodução de matrizes, sendo que existem projeções futuras para a produção comercial desses animais nesse sistema para os próximos anos, esse fato se deve há dificuldade em competir com o custo de implantação com outros sistemas de criação convencionais (OSTRENSKY et al., 2007; SILVA et al., 2015; SCHULTER & VIEIRA FILHO, 2018; KUBITZA, 2018).

Apresenta hábito alimentar onívoro, rusticidade, boa aceitação a rações comerciais desde a fase de larva até a fase de abate. Adaptam bem ao confinamento, crescem rápido e possuem carne com grande aceitabilidade pelo mercado consumidor, principalmente por não apresentar espinhos em forma de Y e pelas características organolépticas de sua carne (HISANO et al., 2011). Isso tudo tem feito

com que a criação de tilápia esteja no topo do ranking brasileiro dos peixes cultivados, com 55,4 % da produção (PEIXE BR, 2019).

Conforme destacado pela Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura (FAO, 2016), a produção de peixes no Brasil deve apresentar crescimento superior a 100% até o ano de 2025. Esse sucesso produtivo deve-se em grande parte pelo melhoramento genético, nutrição e utilização de espécies adaptadas as condições climáticas brasileiras (SCHULTER & VIEIRA FILHO, 2018). Dentre essas espécies a tilápia tem sido importante para o sucesso da atividade.

O aumento do interesse dos produtores pela produção de tilápias, tem se dado predominantemente por causa da possibilidade de fazer cultivo de macho e machos invertidos (IGARASHI, 2009). O uso dos animais invertidos sexualmente possibilita maiores ganhos zootécnicos, aliado a menores períodos de cultivo, o que proporciona maior geração de renda ao produtor. Assim, a tilapicultura destaca-se por ser um dos ramos da aquicultura que mais contribui para o desenvolvimento socioeconômico do Brasil (IGARASHI, 2019).

Esse crescimento da tilapicultura propiciou a diferentes regiões brasileiras a formação de polos de produção e comercialização de tilápias, estando as mesmas em crescente desenvolvimento (SCHULTER & VIEIRA FILHO, 2018). Das regiões em questão, destaca-se a região Sul sendo representada pelo estado do Paraná e Santa Catarina, região Sudeste com representação marcada pelos estados de São Paulo e Minas Gerais e a região Nordeste, com forte representação do estado da Bahia (PEIXE BR, 2019). No Espírito Santo, a tilápia lidera o ranking de peixes cultivados, liderança essa devido à boa disponibilidade de água e ao clima favorável, o que propiciou produzir no ano de 2018, 13.190 toneladas do pescado (INCAPER, 2019).

2.2 Condições Estressoras Sob os Parâmetros Zootécnicos de Peixes

O ambiente onde os organismos aquáticos são cultivados é extremamente dinâmico, ou seja, estão sujeitos a diversas alterações, que podem gerar condições estressoras e prejudicar a homeostase dos animais. O impacto de tais condições na piscicultura pode se tornar fonte de perdas econômicas, dado que afetam o

metabolismo e conseqüentemente o crescimento (COSTA et al., 2004; OBA et al., 2009).

O nutriente e a energia, no corpo animal, têm duas funções base, manutenção e produção. Sendo a manutenção prioritária, qualquer alteração da homeostase do animal, devido a estressores, faz com que haja aumento da necessidade de manutenção para retorno a homeostasia. Isto pode fazer com que haja desvio de nutrientes da produção para a manutenção, ocasionando, redução no desempenho do animal (BERTECHINI, 2004). Em termos de desempenho zootécnico condições estressoras reduzem a taxa de crescimento e ganho de peso em peixes. Esses problemas ocorrem devido ao aporte de energia e de nutrientes que é utilizado pelo animal para reverter essas condições e conseqüente restauração da homeostase fisiológica (BARTON, 2002).

O estresse ocorre quando a homeostase e/ou o equilíbrio dinâmico de um determinado organismo aquático vem a ser prejudicado por meio de estímulos externos ou internos, designado como agente estressor (PICKERING, 1981). Esse estresse é classificado em categorias, como crônico e agudo. O estresse crônico é associado com mau desempenho dos animais e o agudo com estresse instantâneo mediado por algum manejo inadequado (FERREIRA & BARCELLOS, 2009; FERREIRA, 2014). No entanto os animais apresentam respostas a essas condições a fim de preservar sua higidez, quando em contato com agentes estressores. Porém, se a severidade do estressor é alta, a capacidade de reposta ao estresse pelo animal pode perder sua funcionalidade e acarretar em prejuízos a sua fisiologia (FERREIRA, 2014).

A ocorrência de agentes estressores pode estar ligada a: agentes químicos (qualidade da água, composição dos alimentos e acúmulo de nitrito e amônia), biológicos (presença de bactérias patogênicas, disputa por alimento ou espaço, altas densidades e hierarquia) e físicos (gases dissolvidos na água, luz e temperatura) (FERREIRA & BARCELLOS, 2009).

Frente aos problemas que podem ser causados por condições estressoras destaca-se a produção intensiva e superintensiva, que com suas altas densidades de estocagem e arraçoamento, expõe os animais ao estresse e possíveis problemas com a qualidade da água. Essas condições geradas nesses sistemas é porta de entrada

para bactérias oportunistas (KAYANSAMRUJ et al., 2014). Quando o animal não consegue se adaptar as condições de estresse e o mesmo se torna crônico, o organismo é prejudicado e não consegue desempenhar suas funções, podendo prejudicar a sobrevivência da população (URBINATI & CARNEIRO, 2004).

Quando ocorre a exposição crônica a agentes estressores, uma das consequências mais visíveis nos animais no primeiro momento, é a redução do consumo, que afeta também a conversão alimentar. A redução no consumo com o efeito catabólico dos hormônios liberados durante o estresse, afeta a reserva energética dos tecidos e como consequência ocorre redução no crescimento dos animais (OBA et al., 2009). Esses hormônios afetam a síntese protéica, aumentando a proteólise e atua estimulando as enzimas envolvidas na gliconeogênese hepática (BARTON & IWANA, 1991). Outra ação desses hormônios no corpo do animal é na lipólise, que proporciona aumento do nível de ácidos graxos no sangue (SHERIDAN, 1994). Essa ação sobre a lipólise em conjunto com a gliconeogênese durante o estresse crônico pode colaborar para a perda de peso do animal (OBA et al., 2009).

Durante a condição de estresse, o glicogênio hepático e muscular atua como principal substrato energético (LENINGHER, 1971), a presença desse substrato no fígado é representada pelo índice hepatossomático (IHS), no qual é usado como indicador de higidez do animal, e também indica a demanda metabólica energética e alterações da condição nutricional dos mesmos que podem ocorrer durante condições adversas do ambiente (MARTINEZ et al., 2005). Outro fator importante de avaliação da higidez dos animais é o fator de condição, sendo utilizado para diferentes condições de alimentação, densidade e de condições ambientais que podem gerar estresse aos peixes (FROESE, 2006).

Visando encontrar soluções para os problemas mencionados, torna-se interessante o uso de aditivos que atuem na prevenção e controle de patógenos oportunistas que podem acometer os animais devido as condições de estresse (TAVECHIO et al., 2009). Entre os aditivos a serem utilizados para melhorar as condições de cultivo, destaca-se os probióticos.

2.3 Uso de Probiótico na Piscicultura

Com a maior demanda e aceitação do mercado nacional e internacional pela carne de peixes, em especial a de tilápias, torna-se importante o mercado produtor investir em tecnologias e manejos que maximizem a produção da atividade. Frente a isso o cultivo comercial deste setor migra de sistemas semi-intensivos para sistemas intensivos e superintensivos (IGARASHI, 2019).

Com o aumento da tilapicultura em condições de sistema intensivo e superintensivos, a produtividade por área tende a aumentar a níveis significativos. O que proporciona aumento de condições estressoras que aliada ao manejo frequente e aumento no arraçoamento podem afetar a homeostase fisiológica, taxa de crescimento, desempenho reprodutivo, permitindo maior probabilidade de ocorrências de doenças (ALKAHEM, 1994; TELLI et al. 2014; OSHIRO, 2015). Frente aos problemas que podem ser causados por essas condições, torna-se importante pesquisas que objetivam desenvolver alternativas que maximizem o desempenho animal através da melhoria das condições intestinais para os processos de digestão e absorção de nutrientes (PELICANO et al., 2005). Nesse contexto, o aditivo probiótico, a base de microrganismos, pode ser utilizado na aquicultura como promotor de crescimento, modulador do sistema imunológico e inibidores de crescimento de patógenos (TELLI et al., 2014).

Probiótico foi definido como “Microrganismo vivo utilizado como suplemento alimentar o qual beneficia o animal hospedeiro por melhorar o balanço microbiano intestinal” (FULLER, 1989). No entanto, a fim de ampliar a aplicabilidade desse conceito na aquicultura sugeriram que “Probiótico é composto de microrganismos que apresenta benefícios ao hospedeiro, modificando a microbiota intestinal associada ao hospedeiro ou ambiente, garantindo melhor uso da dieta, melhorando a resposta do hospedeiro à doença ou a qualidade do seu ambiente” (VERSCHUERE et al., 2000).

Para que o aditivo seja considerado probiótico os microrganismos presentes nele, deve apresentar resistência ao pH ácido do estômago, as enzimas digestivas e aos sais biliares. Esse aditivo em associação com o muco intestinal pode competir pela adesão ao intestino com patógenos, liberando compostos antimicrobianos como a bacteriomicina no muco, a fim de proteger a camada mucosa do trato gastrointestinal contra patógenos (TELLI et al., 2014).

O principal modo de ação no organismo ocorre por meio da modificação da microbiota intestinal, através da menor proliferação de bactérias patogênicas e do estímulo a proliferação de bactérias benéficas (essas bactérias competem por sítios de adesão nas vilosidades intestinais impedindo a fixação de possíveis patógenos nesses sítios) (GOMEZ-GIL et al., 2002; VINE et al., 2004; MELLO, 2012). Outros possíveis modos de ação destacados na literatura são: produção de ácidos orgânicos, estímulos imunológicos, síntese de enzimas, competição por nutrientes (FULLER, 1977; FULLER, 1989; YAN et al., 2002; SON et al., 2009).

Bactérias benéficas ao hospedeiro produzem ácidos orgânicos tais como: acético, butírico, propiônico e láctico. Esses ácidos atuam reduzindo o pH gastrointestinal, impedindo o crescimento de patógenos oportunistas (FURLAN et al., 2004). Outro modo de ação conhecido como estímulos imunológicos, diz respeito sobre microrganismos probióticos capazes de modular a resposta imune do animal hospedeiro, aumentando a produção de glicoproteínas e citocinas, ativando macrófagos e aumentando a produção de células T (PANCHENIAK, 2005).

Certas bactérias benéficas ao hospedeiro secretam algumas enzimas como *b*-glucoronidase e hidrolases de sais biliares que liberam componentes inibitórios sobre bactérias patogênicas (LODDI, 2003). Outro possível modo de ação, é a competição por nutrientes, ao qual, essa competição ocorre entre as bactérias intestinais, as benéficas utilizam os nutrientes degradados por enzimas digestivas, uma vez que as bactérias patogênicas ficam sem nutrientes, não conseguindo assim se multiplicarem no meio (PELICANO et al., 2004).

Estudos com probiótico para tilápias mostraram-se promissores para os parâmetros de desempenho (comprimento final, ganho de peso, conversão alimentar e sobrevivência), demonstrando assim que seu uso é vantajoso pois auxilia na superação do estresse causados aos animais (FERREIRA et al., 2015). Outro estudo com tilápias utilizando probiótico a base de *Saccharomyces cerevisiae*, demonstrou que houve aumento da quantidade de globulinas e proteínas totais séricas no sangue (ABU-ELALA et al., 2013).

Em estudo com a utilização de probiótico a base de *Lactobacillus acidophilus* para estudo da resistência de doenças na truta arco-íris, os animais alimentados com os tratamentos que continham o aditivo tiveram maior taxa de sobrevivência, ganho de peso e taxa de crescimento específico quando comparados aos que foram

alimentados somente com a dieta base (FARAMARZI et al., 2011). Ao avaliar o probiótico composto por *Bacillus subtilis* na alimentação de matrinxãs durante a fase de reprodução, larva e engorda indicou melhora no sistema imunológico dos animais (DIAS, 2010). Em experimento com adição de probiótico composto por bactérias do gênero *Bacillus* foi possível observar melhoria na conversão alimentar com melhor ganho zootécnico (BAGHERI et al., 2008).

Frente aos benefícios dos probióticos no organismo animal, diversos microrganismos têm sido utilizados na dieta, sendo representados principalmente pelo grupo de bactérias gram positivas. Tal grupo apresenta a característica de formar esporos, permitindo assim maior sobrevivência durante a passagem pelo sistema gástrico (HOA et al., 2000; SOUSA, 2015).

Entre os microrganismos presentes nesse grupo, são encontrados os do gênero *Bacillus*, que tem sido amplamente utilizado em dietas para peixes, devido ao fato de que proporcionam aumento da taxa de sobrevivência e do crescimento dos animais (GOMEZ-GIL et al., 2000). As bactérias desse grupo são fáceis de serem produzidas em grandes quantidades e de uso nas dietas comerciais utilizadas na aquicultura devido a capacidade de esporulação (JESUS et al., 2016). São aeróbicas, saprófitas, alóctones (não são encontradas naturalmente no trato gastrointestinal) e tolerantes a temperatura durante o processo de peletização (HOA et al., 2000).

O uso do *Bacillus subtilis* na dieta de peixes tem demonstrado melhoria na resposta imune e aumento na resistência a doenças (TELLI et al; 2014). Outro microrganismo desse grupo é o *Bacillus cereus* que também é ótimo candidato a ser utilizado para organismos aquáticos (ALBUQUERQUE et al., 2013). Esses microrganismos citados anteriormente são encontrados em um probiótico para aves e suínos, mas que apresenta grande potencial para uso em aquicultura devido as seguintes características: as bactérias (*Bacillus cereus* e *Bacillus subtilis*) encontradas nesse produto são aeróbicas, liofilizadas, apresentam capacidade de formar esporos, resistentes ao suco pancreático e enzimas digestivas e ao alcançarem o intestino passam para a forma vegetativa, multiplicam-se e o colonizam, impedindo o crescimento de bactérias oportunistas (MELLO,2012).

A utilização de probiótico composto por *Bacillus cereus* e *Bacillus subtilis* na alimentação de alevinos e juvenis de tilápias em desafio sanitário com água residual e de esgoto, promoveu aumento significativo na taxa de crescimento e consumo de ração (FERREIRA et al., 2018). Outro estudo com *Bacillus cereus* e *Bacillus subtilis* na dieta de tilápias demonstraram aumento na retenção de proteína e queda na retenção de gordura (MELLO et al., 2013). Efeito significativo foi observado para a altura da camada epitelial dos vilos do intestino médio de tilápias suplementadas com *Bacillus cereus* e *Bacillus subtilis* quando comparado aos animais que não receberam suplementação com esse aditivo (MELLO, 2012).

Portanto, para que seja possível avaliar o efeito dos probióticos na dieta de organismos aquáticos é necessário promover aos animais desafio sanitário, para que as pesquisas com tal aditivo sejam promissoras (MONTEIRO et al., 2011). Essa prática de promover desafio sanitário, busca proporcionar o aumento de bactérias oportunistas em relação as bactérias benéficas no trato gastrointestinal dos animais (RIBEIRO et al., 2015). A promoção desses desafios é fundamental, dado que, pesquisas indicam que as condições de cultivo podem influenciar diretamente na eficácia dos promotores de crescimento (TAKAHASHI et al., 1997; BORATO, 2004), uma vez que, o desafio sanitário é uma prática muito utilizado para proporcionar condições semelhantes de criação, onde não é possível ou por algum motivo houve alteração da qualidade da água (SANTOS et al., 2009).

2.4 Qualidade da Água

Em sistemas de cultivo de organismos aquáticos a qualidade da água é, o conjunto de características ótimas que necessitam ser mantidas no ambiente (ARANA, 2004). Tal conjunto é determinado pelo equilíbrio dinâmico de parâmetros químicos, físicos e biológicos, ao qual tornam possíveis o cultivo de espécies aquáticas (MARENGONI et al., 2013).

Nesse contexto, problemas com a qualidade da água, acarreta em prejuízos a reprodução, crescimento, sobrevivência e higidez dos animais, afetando assim o sucesso da atividade (KUBITZA, 1998). No entanto, ressalva-se que os parâmetros de qualidade da água interagem entre si (LEIRA et al., 2017). Tal interação, muita das

vezes é complexa, de modo que em determinadas situações venham a ser prejudiciais causando mortalidade aos animais. Assim compreender a importância de cada fator, assim como a frequência de monitoramento e métodos de determinação torna-se fundamental para o sucesso da atividade variando conforme o sistema de produção adotado (ROSS et al., 2011; LEIRA et al., 2017).

Entre os sistemas de produção, o monitoramento da qualidade da água em sistemas fechados exige ainda mais atenção, dado que os animais vivem no meio em que permanecem os seus resíduos com mínima entrada de água no sistema (reposição apenas da água perdida por evaporação), portanto, é necessário além do manejo e manutenção do sistema (uso de ração de boa qualidade, manutenção do sistema de filtragem, retirada eficaz dos sólidos) o monitoramento dos parâmetros de qualidade da água, a fim de proporcionar aos animais as condições adequadas de vida (KUBITZA, 2018).

Alguns parâmetros de qualidade da água são importantes de serem monitorados e avaliados, sendo eles: pH, amônia, oxigênio dissolvido, temperatura, condutividade elétrica, sólidos totais, gás carbônico e entre outros.

Potencial hidrogeniônico (pH) é definido como “logaritmo negativo da concentração molar de íons hidrogênio”, o mesmo é influenciado pela concentração de íons H⁺ e OH⁻, que se encontram no meio (HEIN, 2006). De modo que, valores de pH abaixo de 7,0 indicam maior grau de acidez e acima de 7,0 indicam menor grau de acidez da água (VINATEA ARANA, 1997). Esse parâmetro está relacionado a respostas comportamentais, fisiológicas e bioquímicas de organismos aquáticos, sendo que esse parâmetro fora do recomendado para os animais acarreta em situações estressoras que podem levar a queda na imunidade (BALDISSEROTTO, 2011).

O pH, possui efeito sobre o metabolismo, crescimento, sobrevivência e reprodução de organismos aquáticos. No caso de exposição ao pH ácido os animais tendem a aumentar a secreção de muco pelas brânquias, ocasionando em fusões lamelares, afetando a respiração e a troca iônica. Com o aumento da respiração pelos os animais o quadro pode ser agravado e ocorrer a alcalose respiratória, que ocorre pelo desequilíbrio entre o HCO₃ e o CO₂. Outro problema que pode ser ocasionado

com a diminuição do pH é o aumento excessivo de Na^+ e redução na captação, reduzindo assim a sua concentração no sangue (WENDELAAR BONGA et al., 1990; NASCIMENTO et al., 2007). No entanto quando os animais são expostos ao pH básico os mesmos podem apresentar problemas com o fluxo interno de Na^+ e Cl^- – ocasionado pela restrição de íons através das brânquias (WILKII & WOOD, 1994).

Bactérias e animais presentes nos sistemas de cultivo podem modificar o pH, a ação destes organismos no sistema tende a reduzir (de modo geral) os valores de pH da água (VINATEA ARANA, 1997). Essa redução ocorre através dos processos de decomposição de ração, fezes e da respiração, com liberação de CO_2 , que através de hidrólise da origem a íons de hidrogênio e ácido carbônico (LEIRA et al., 2017). A faixa ideal para esse parâmetro está entre 6,5 e 8,0 (WURTS & DURBOROW, 1992).

O parâmetro de qualidade da água amônia, em sistemas de cultivo é o principal composto proveniente da excreção nitrogenada do catabolismo de proteínas. No catabolismo ocorre reação de desaminação, ao qual, a clivagem do grupamento amino libera amônia e energia, sendo que o principal local de eliminação da amônia ocorre por meio de difusão (do gradiente de concentração) através das brânquias (EVANS et al., 2006; HEGAZI, 2010; DOLOMATOV et al., 2011). Esse composto quando em excesso na água prejudica a excreção dos animais, com danos ao sistema fisiológico, devido ao aumento de amônia no sangue e nos tecidos, com aumento no Ph sanguíneo, diminuição do crescimento e aumento da necessidade de consumo por oxigênio (ARANA, 1997).

À medida que aumenta a biomassa e o fornecimento de ração aos animais aumenta proporcionalmente o catabolismo de proteínas e os níveis de amônia no meio aquático (ANDRADE, 2008). Esse composto pode ser também proveniente da decomposição da matéria orgânica e de alimentos não consumidos. A decomposição anaeróbica e aeróbica da matéria orgânica, proporciona a formação de compostos nitrogenados reduzidos, como por exemplo a amônia (ESTEVES, 1998). Na forma não ionizada (NH_3) e em concentrações elevadas a amônia torna-se prejudicial aos animais de forma que concentrações acima de 0,02 mg/L causam inflamação nas brânquias, no entanto o ideal que a concentração na água esteja inferior a esse valor (PEREIRA & MERCANTE, 2005).

O parâmetro oxigênio dissolvido, é o gás mais importante para organismos aquáticos, em sistemas de cultivo de peixes deve-se ficar mais atento a essa variável. A concentração desse gás na água está diretamente ligada a temperatura (sua solubilidade diminui com o aumento da temperatura, sendo que em altas temperaturas os animais consomem de forma mais rápida o oxigênio, com risco de morte por asfixia) (LEIRA et al., 2017). Outras causas da diminuição de oxigênio dissolvido são: matéria orgânica, respiração dos animais e decomposição aeróbia (BALDISSEROTTO, 2002). Em diferentes espécies de peixes têm-se diferentes limites de tolerância à quantidade de oxigênio dissolvido na água. Vale ressaltar que dentro de uma mesma espécie pode ocorrer também variação quanto a idade e o estado fisiológico. O acompanhamento visual é necessário, pois, para muitas espécies, valores inferiores a quatro miligramas por litro já podem ser prejudiciais; com diminuição do crescimento, danos as brânquias, menor consumo de alimentos e diminuição da sobrevivência (BRAUN et al., 2006; HEIN, 2006). A quantidade ideal de oxigênio dissolvido para as tilápias é de 3 - 6 mg/L (HEIN & BRIANESE, 2004).

A temperatura é outro parâmetro importante de ser monitorado, pois exerce influência direta sobre os peixes, já que os mesmos são pecilotérmicos (regulam a temperatura corporal de acordo com a temperatura da água). A temperatura tem influência na alimentação, digestão, reprodução e respiração. Deste modo, esses animais possuem temperatura ótima com limite inferior e superior para desenvolverem suas funções (REBOUÇAS et al., 2014). As tilápias possuem temperatura ótima entre 27 e 32 °C, temperaturas acima ou abaixo dessa faixa, os animais reduzem o consumo de ração e o crescimento, além de aumentar o risco a infecção por patógenos (OSTRENSKI & BOEGER, 1998).

Os parâmetros condutividade elétrica e sólidos totais dissolvidos estão correlacionados, pois a condutividade aumenta à medida que mais sólidos são adicionados a água (SANTOS, 2010). Condutividade indica a capacidade de condução de eletricidade pela água. Essa condutividade é função da maior concentração de íons; em águas "limpas", a condutividade é baixa, no entanto água com cargas altas de matéria orgânica apresentam valores de condutividade elevados. O valor ideal dessa variável em sistemas de cultivo está entre 20 a 100 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (MINELLO et al., 2010; SANTOS, 2010).

Já os sólidos totais dissolvidos, são partículas de alimentos não consumidos, matéria inorgânica e fezes em suspensão na coluna d' água. Os prejuízos que podem ser causados aos animais frente ao acúmulo desses sólidos na água: problemas com respiração, devido ao acúmulo desses sólidos nas brânquias e em viveiros diminuição da penetração de luz na água. Valor ideal para sistemas de recirculação deve ser < 20 mg/L (VIEIRA et al., 2003, KUBITZA,2018).

O parâmetro gás carbônico deve ser sempre levado em consideração quando se fala em qualidade da água, pois a respiração dos animais, as reações de decomposição da matéria orgânica aumentam sua disponibilidade no meio (SILVA et al., 2015). O CO₂ reduz o pH da água através da formação de íons H⁺ (ácido forte) e HCO₃⁻ (ácido fraco), portanto quanto maior a concentração desse gás na água menor será o pH (KUBITZA, 2018). O CO₂ também influencia na toxicidade da amônia, baixos níveis de oxigênio dissolvido na água e altos níveis de CO₂ maior probabilidade de problemas com toxidez de amônia no sistema. Valores ideais desse parâmetro para a maioria das espécies <5 mg/L (KUBITZA, 2006; LEIRA et al., 2017).

Em sistemas de cultivo a qualidade da água trata-se de manejo que deve ser empregado de forma eficiente, pois a mesma impacta diretamente no desenvolvimento dos animais. Nesse contexto, é importante obter a renovação da água no sistema de criação, a fim de garantir a retirada das fezes e resíduos de ração do meio, nesse sentido o sistema de recirculação de água mostra-se interessante para a criação de tais organismos (KUBITZA, 2006).

2.5 Sistema de Recirculação de Água

O sistema de recirculação de água, também conhecido como sistema fechado para cultivo de organismos aquáticos, apresenta como principal característica a reutilização da água (LEITE, 2016). Por utilizar menores volumes de água, é considerado viável para o cultivo em altas densidades com maiores produções quando comparado a outros sistemas, além de promover maior controle do ambiente (AL-HAFEDH et al., 2003). No que diz respeito ao maior controle do ambiente de cultivo, nesse sistema é possível manter a temperatura constante quando em comparação com outros sistemas, e os parâmetros de qualidade da água são monitorados a fim de manter a higidez dos animais (BOWSER et al., 2003; LEITE, 2016).

A utilização desse sistema fora do Brasil se intensificou após o ano de 1980 nos países como Japão, Estados Unidos e Israel. Já no Brasil, o uso desse tipo de sistema ainda é muito recente, sendo utilizados no cultivo de espécies ornamentais, para pesquisas, na reprodução de tilápias e larvicultura de camarões.

São constituídos por caixas de cultivo, sistemas de bombeamento e filtragem (mecânica e biológica) (AZEVEDO et al., 2014). No sistema de filtragem mecânica ocorre a retirada dos sólidos em suspensão e resíduos solubilizados das caixas de cultivo, esses resíduos sólidos são provenientes da excreção dos animais, de bactérias e do alimento não consumido (FILHO, 2000). Como filtro mecânico podem ser utilizados, telas finas, areia, esferas plásticas ou cascalho (KUBITZA, 2006).

Após a retirada dos sólidos pelo sistema de filtragem mecânica, a água passa pelo processo de filtragem biológica, processo pelo qual a amônia é convertida em nitrito e nitrato por bactérias nitrificadoras (FILHO, 2000). Essa etapa é baseada na oxidação do nitrogênio amoniacal, através das bactérias *Nitrosomonas* (oxidação de amônio) e *Nitrobacter* (oxidação de nitrito) (DUARTE, 2018). O processo de nitrificação produz íons H⁺, ocasionando em queda brusca no pH com a intensidade do processo. Tal queda pode prejudicar o processo de nitrificação, sendo que os parâmetros temperatura e oxigênio dissolvido, podem influenciar no processo de metabolismo das bactérias que realizam tal processo (MADIGAN et al., 1997; BELTRAN, 2008). Os biofiltros ou filtros biológicos podem ser constituídos de brita, areia, cascalho e esferas ou cilindros de material plástico (KUBITZA, 2006).

Com o aumento da produtividade na aquicultura é interessante investir em tecnologias que diminuam a quantidade de água utilizada para o cultivo, controle da qualidade da água e diminuir o risco com contaminações externas (LAI et al., 2016). No entanto, o sistema de recirculação de água mostra como alternativa interessante devido as suas características acima mencionadas, porém este sistema deve possibilitar menor custo de implantação e boa eficiência, com o objetivo de produzir organismos aquáticos com preços semelhantes a outros sistemas de cultivo (KUBITZA, 2006).

Os sistemas de criação utilizados na aquicultura são empreendimentos que causam naturalmente modificações na qualidade da água. Porém a intensidade

dessas modificações depende do tipo de sistema utilizado, portanto, o sistema de recirculação por exemplo, quando estático aumenta o acúmulo de material orgânico nas caixas de cultivo modificando os parâmetros de qualidade da água, esse sistema sem entrada de água por certo tempo pode gerar ambiente de desafio para os animais que são criados nessas condições (HURVITZ et al., 1997; ZANIBONI-FILHO, 1997).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Animais e Condições Experimentais

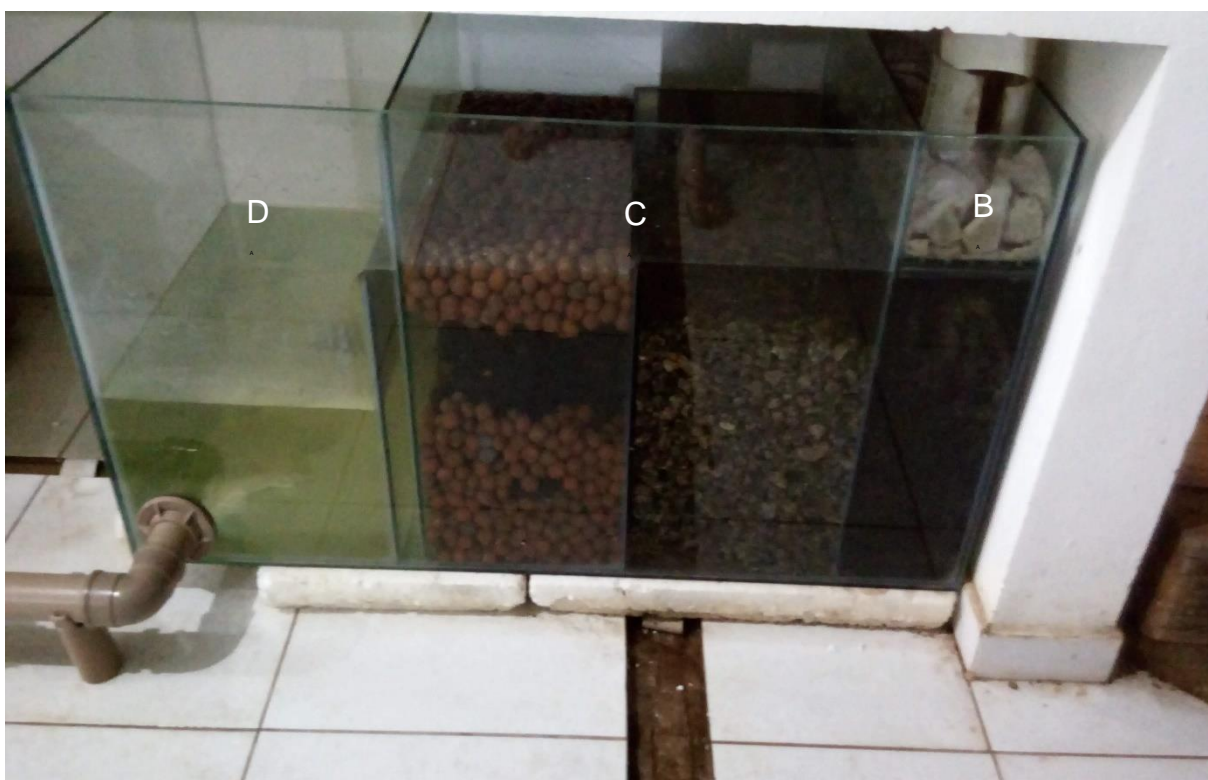
O experimento foi conduzido no Laboratório de Nutrição e Produção de Espécies Ornamentais (LNPEO) do Instituto Federal de Ciência e Tecnologia do Espírito Santo- *Campus Alegre* (20° 44' 05" S; 20° 45' 51 " S) durante 50 dias. Foram utilizados juvenis de tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*) invertidos sexualmente, com peso inicial médio de $1,24\text{g} \pm 0,076$, distribuídos em densidade populacional de 222 animais /m³ de água.

Foram utilizados 400 juvenis de tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*) com 58 dias após a eclosão (DAE), distribuídos em delineamento inteiramente ao acaso em arranjo fatorial 4 x 2, sendo quatro níveis de probióticos (0; 0,2; 0,4 e 0,6 g/ kg de ração), em dois desafios sanitários (8 e 16 horas sem recirculação de água). Foram utilizadas cinco repetições, perfazendo 40 unidades experimentais com 10 juvenis por unidade experimental.

Os animais foram alojados em 40 aquários experimentais, com 45 L de volume útil, em sistema de recirculação de água com biofiltros tipo Sump (Figura 1A). Não houve a utilização de termostatos para controle da temperatura da água em virtude da época do ano em que o experimento foi conduzido e pelas condições térmicas da sala de cultivo. Para realização de desafio ambiental, a circulação de água no sistema foi interrompida por 8 e 16 horas, por dia. Das 40 unidades experimentais 20 ficavam sem circulação por 8 horas e outras 20 ficavam sem circulação de água por 16 horas.

A água das caixas onde os animais estavam alojados era direcionada para mecanismo de filtragem de sólidos (filtro mecânico) (Figura 1B) e posteriormente para compartimento contendo brita seguido por argila expandida (filtro biológico) (Figura 1C), após a passagem da água por esse processo de filtragem, a mesma era direcionada para depósito (Figura 1D), sendo redistribuída através de bombeamento às caixas de cultivo diariamente.

Figura 1- Sistema de recirculação de água e seus sistemas de filtragem.



FONTE: arquivo pessoal

3.2 Dieta e Tratamentos

A dietas foram obtidas a partir de dieta base, a base de milho, farelo de soja e farinha de peixe (Tabela 1), de modo a atender as necessidades nutricionais para juvenis de tilápia do nilo (FURUYA,2010). A esta ração, foi adicionado o probiótico, diluído em óleo.

Tabela 1- Composição nutricional – Dieta base para tilápias do nilo.

Composição alimentar (g)	
Milho (8 % PB)	350,00
Farelo de Soja (45 % PB)	335,83
Farinha de Peixe (54 % PB)	271,06
Óleo de Soja	30,00
L-Lisina HCl	4,00
DL-Metionina	4,00
Sal comum	3,00
Premistura Vitaminas	1,00
Premistura Minerais	0,50
Cloreto de Colina	0,40
BHT	0,20
Total	1000 g
Atendimento das Exigências Nutricionais- Matéria Natural (%)	
Energia Digestível (Mcal/Kg)	3,403
Proteína Bruta	36,000
Lisina Total	2,503
MET+ CIS	1,713
Treonina Total	1,490
Cálcio	2,147
Fósforo	1,267
Amido	21,143

Os ingredientes foram misturados e logo após peletizados a fim de reduzir a perda de nutrientes por lixiviação e proporcionar a gelatinização do amido a fim de contribuir para a estabilidade da ração na água. Os pellets após serem secos, passaram por moagem para alcançar a granulometria desejada. O probiótico (*Bacillus cereus* var.toyol 4×10^{12} UFC e *Bacillus subtilis* 4×10^{12}), foi pesado em balança analítica, homogeneizado em óleo de soja (20mL /kg de ração) e aspergido sobre a ração peletizada. A mesma quantidade de óleo foi adicionada a todos tratamentos (OSHIRO, 2015).

Os tratamentos foram constituídos de ração basal, sem adição de probiótico (RB 0); ração basal com adição de 0,2 g de probiótico por kg de ração (RB 0,2); ração basal com adição de 0,4 g de probiótico por kg de ração (RB 0,4) e ração basal com adição de 0,6 g de probiótico por kg de ração (RB 0,6), em dois ambientes de desafio sanitário (8 e 16 horas sem recirculação).

As dietas referentes a todas as unidades experimentais foram armazenadas em recipientes individuais, identificados e acondicionadas em freezer até o momento do arraçoamento. Os animais foram arraçados até a saciedade aparente em quatro vezes ao dia (07:00 ,11:00 ,15:00 e 18hs:00min do dia).

3.3. Desempenho Zootécnico

Para a avaliação de desempenho foram realizadas biometria inicial e final sendo os animais anestesiados com eugenol 25mg/L, com mensuração de comprimento total, comprimento padrão, altura e peso, com os mesmos sob 24 horas de jejum. Os dados coletados no início e final do experimento (comprimento, altura e peso) foram utilizados para calcular os seguintes parâmetros de desempenho: Ganho de peso (g), Consumo de ração (g de ração consumida por unidade experimental), Conversão Alimentar Aparente (g/g), Taxa de Crescimento Específico (%/dia), Fator de Condição, Taxa de eficiência proteica (%) e Taxa de eficiência energética (%) utilizando as seguintes fórmulas.

- Ganho de Peso: $GP = Pf - Pi$ (g). Pf = peso médio final (g) e Pi = peso médio inicial (g).
- Consumo de Ração: CR (g) no período = (Ração fornecida – Sobra de ração) / número de animais.
- Conversão Alimentar Aparente: $CAA = CR / GP$.
- Taxa de Crescimento Específico: $TCE = ((\ln Pf - \ln Pi) / Ta) \times 100$. In Pf= logaritmo natural do peso final, In Pi= logaritmo natural do peso inicial e Ta= período de experimentação (dias).
- Fator de Condição: $K = (P \times 100) / C^3$. P= peso (g), e C= comprimento total (cm).
- Taxa de Sobrevivência: $TS = (Nf / Ni) \times 100$. Nf = número final de animais e Ni= número inicial de animais / unidade experimental.

- Taxa de Eficiência Proteica: $TEP = (GP / (CR \times \%PB \text{ da dieta})) \times 100$. GP= ganho de peso e CR consumo de ração.
- Taxa de Eficiência Energética: $TEE = (GP / (CR \times \text{energia digestível da ração})) \times 100$. GP= ganho de peso, CR consumo de ração.

Para cálculo da Taxa de Sobrevivência, foi mensurado a mortalidade diariamente, sendo que os animais mortos, eram retirados, contabilizados, e a sobra de ração era pesada para posterior correção no consumo.

3.4 Índice Hepatossomático

Para mensuração do índice hepatossomático, três animais de cada repetição, de cada tratamento, totalizando 09 animais por tratamento e 72 animais no total, foram escolhidos aleatoriamente, e eutanasiados através de perfuração cranial. Para a coleta do fígado, foi realizado corte ventral na cavidade peritoneal com auxílio de bisturi. O fígado dos animais foi retirado e pesado em balança analítica de precisão de 0,1 mg. Para cálculo do índice hepatossomático a relação entre o peso do animal e peso fígado foi calculada.

- Índice Hepatossomático: $IHS = (Pff / Pc) \times 100$. Pff= peso do fígado fresco (g) e Pc= peso corporal (g).

3.5 Qualidade da Água

A temperatura do sistema foi monitorada diariamente, com termômetro digital Incoterm de máxima e de mínima, no interior dos aquários, onde o eletrodo do termômetro foi imerso dentro de uma das caixas de recebimento de água do filtro biológico. Para aferição e obtenção de dados de temperatura dos aquários, dois data loggers base-u-1 Onset foram colocados dentro das unidades experimentais de 8 e 16 horas sem recirculação de água, os data loggers eram trocados de caixas diariamente, a fim de que todas as unidades recebessem o equipamento para o monitoramento da temperatura.

O pH foi mensurado duas vezes por semana direto nas unidades experimentais, com auxílio de peagâmetro de bolso portátil. A mensuração do pH das

unidades que permaneciam sem recirculação de água por 8 e 16 horas, eram realizadas com o sistema estático, antes da reabertura do fluxo das torneiras. As sondas dos medidores de pH, eram imersas dentro das unidades experimentais de maneira aleatória.

As medidas de condutividade e sólidos dissolvidos foram realizadas duas vezes por semana através de condutímetro modelo digital TDS+ EC. O eletrodo era imerso nas unidades experimentais mensurando diretamente a condutividade em $\mu\text{S}/\text{cm}$ e sólidos dissolvidos em ppm.

O oxigênio dissolvido foi mensurado com o auxílio do medidor portátil Lutron, modelo DO- 5519, duas vezes por semana. A sonda era imersa em profundidade de pelo menos 10 cm, após o equilíbrio térmico entre a sonda e a água.

As medições dos parâmetros de qualidade de água, com exceção da temperatura, sempre ocorreram no fim do ciclo sem recirculação, exatamente antes da abertura das torneiras para a retomada da recirculação. A reabertura do fornecimento de água foi de tal forma que o fornecimento de água equivalia à mesma quantidade para cada um dos aquários.

3.6 Análise Estatísticas

Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e posteriormente, a análise de regressão polinomial. Independente de efeito de interação entre os fatores (A = níveis de probiótico e B = 8 e 16 horas sem recirculação de água no sistema), foi realizado o desdobramento a fim de recomendar o nível de probiótico mais indicado em função de 8 e 16 horas sem recirculação. Os dados foram analisados através do software R, adotando o nível de 5 % de significância.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os parâmetros de qualidade da água (Tabela 2) são fatores que exercem influência direta no estado fisiológico dos animais (FERREIRA, 2014). O pH permaneceu entre 4,90 e 5,06, sendo que o recomendado estaria entre 6,5 e 8,0 (WURTS & DURBOROW, 1992).

Tabela 2- Valores médios de pH, oxigênio dissolvido (OD), condutividade elétrica (CE) e sólidos totais (ST) da água e seus respectivos desvios.

Variáveis	Desafio	Probiótico (g/kg)				
		0	0,2	0,4	0,6	Média
Ph	8 hrs	4,95±0,72	4,93±0,71	4,90±0,70	4,94±0,72	4,93±0,71
	16 hrs	4,99±0,63	5,06±0,65	5,05±0,64	5,05±0,65	5,03±0,64
	Média	4,97±0,67	4,99±0,68	4,97±0,67	4,99±0,68	4,98±0,67
OD (mg/L)	8 hrs	2,11±0,45	1,66±0,27	1,59±0,24	1,85±0,36	1,80±0,33
	16 hrs	1,90±0,38	1,79±0,29	1,52±0,17	1,60±0,27	1,70±0,27
	Média	2,00±0,41	1,72±0,28	1,55±0,22	1,72±0,31	1,75±0,3
CE (µS/cm)	8 hrs	404,1±57,7	405,1±59,1	401,2±62,8	401,6±60,9	403±60,12
	16 hrs	402,7±57,9	398,0±56,3	399,1±58,0	395,1±57,7	398,72±57,47
	Média	403,4±57,8	401,5±57,7	400,1±60,4	398,3±59,3	400,8±58,7
ST (ppm)	8 hrs	226,8±15,9	223,5±15,2	225,1±15,4	224,6±15,5	225±15,5
	16 hrs	222,0±15,7	221,9±17,2	224,1±17,7	224,2±19,2	223,05±17,45
	Média	224,4±15,8	222,7±16,2	224,6±16,5	224,4±17,3	224±16,4

*Dados não submetidos a análise de variância (ANOVA).

Os valores de oxigênio dissolvido permaneceram entre 1,52 mg/L e 2,11 mg/L. Apesar do parâmetro não estar dentro da faixa ideal para a maioria dos peixes tropicais (3 - 6 mg/L) (HEIN & BRIANESE, 2004), devido a rusticidade, a tilápia ainda consegue sobreviver em condições de baixas concentrações (KUBITZA & KUBITZA, 2000; MACÊDO, 2004). Os parâmetros condutividade elétrica e sólidos totais permaneceram entre 405,14 µS/cm e 395,16 µS/cm, 226,97 ppm e 221,9 ppm. Ambos os parâmetros, não estiveram dentro da faixa ideal para sistema de recirculação de água, sendo considerado ideal para condutividade 20 a 100 µS/cm (SANTOS, 2010), e para sólidos totais dissolvidos <5 mg/L (KUBITZA, 2006).

Em sistemas de recirculação a remoção das fezes e sobras de ração é realizada mediante o fluxo de água (KUBITZA, 2006). Como o sistema ficava por longo período estático (restrição da oxigenação da água) a retirada da matéria orgânica não era realizada de forma eficaz como se o sistema estivesse em recirculação constante. Essa deposição proporcionava aumento da demanda bioquímica de oxigênio e a decomposição anaeróbica dos sólidos (com isso ocorreu a diminuição do oxigênio dissolvido e o aumento do pH possivelmente devido ao aumento da concentração de CO₂), de modo que parte dos sólidos permaneciam depositados e parte dissolvidos, (METCALF & EDDY, 2003), tal decomposição proporcionou ainda aumento dos sólidos totais dissolvidos e da condutividade elétrica.

Para o parâmetro temperatura foi possível observar que os valores mínimos e máximos durante todo experimento se encontraram entre 24,8° C ± 0,85 e 29,9 C ± 1,0, 25,2° C ± 0,76 e 29,9° C ± 0,97 para 8 horas e 16 horas sem recirculação respectivamente, sendo que na literatura o ideal recomendado para tilápias está entre 27° C e 32 °C (OSTRENSKI & BOEGER, 1998). Oscilações na temperatura podem causar redução no consumo, crescimento e aumentar a susceptibilidade a ação de patógenos oportunistas.

Observando os níveis de probiótico e desafios testados constata-se influência significativa para basicamente todos os parâmetros analisados, com exceção do fator de condição que não demonstrou efeito significativo para nenhum dos desafios testados (Tabela 3). Para o índice hepatossomático, taxa de crescimento específico e taxa de sobrevivência observa-se efeito significativo para ambos os desafios, enquanto que ganho de peso, consumo de ração apresentaram efeito significativo e ajuste quadrático para o desafio de 8 horas e conversão alimentar aparente, taxa de eficiência proteica e taxa de eficiência energética efeito significativo para 8 horas com ajuste linear.

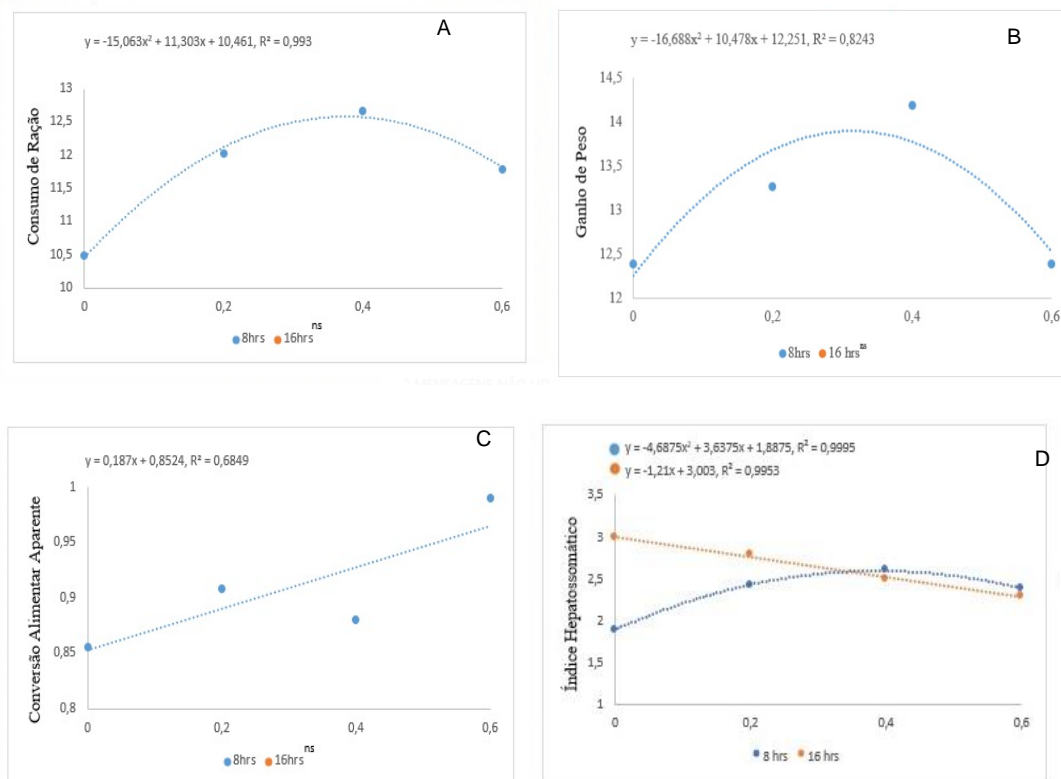
Tabela 3- Valores médios das variáveis zootécnicas dos juvenis de tilápias durante o período experimental em função dos fatores A (níveis de probiótico) e B (8 horas e 16 horas sem recirculação de água no sistema).

		Níveis de probiótico				P/val	Efeito	CV (%)
Desafio		0,0	0,2	0,4	0,6			
CR	8 hrs	10,49±0,19	12,03±0,25	12,66±0,26	11,79±0,38	P≤0,05	Q	6,16
	16 hrs	10,76±0,49	11,27±0,82	11,51±0,55	11,52±0,71	P>0,05	NS	
GP	8 hrs	12,39±0,46	13,16±0,51	14,19±0,28	13,39±0,94	P≤0,05	Q	7,89
	16 hrs	10,43±0,70	10,23±0,92	10,63±0,68	11,3±0,35	P>0,05	NS	
CAA	8 hrs	0,85±0,03	0,90±0,02	0,88±0,008	0,99±0,05	P≤0,05	L	5,99
	16 hrs	1,02±0,05	0,97±0,03	1,03±0,03	1,03±0,04	P>0,05	NS	
IHS	8 hrs	1,89±0,28	2024±0,11	2,6±0,22	2,38±0,12	P≤0,05	Q	15,06
	16 hrs	2,99±0,40	2,79±0,41	2,50±0,31	2,28±0,20	P≤0,05	L	
TS	8 hrs	64±7,2	65±4	80±4	52,3±6,6	P≤0,05	Q	13,85
	16 hrs	49,5±3,8	50±8	87,5±6	47,5±6	P≤0,05	Q	
TCE	8 hrs	4,8±0,08	4,83±0,19	4,98±0,10	4,67±0,11	P≤0,05	Q	3,17
	16 hrs	4,27±0,02	4,36±0,06	4,77±0,08	4,7±0,05	P≤0,05	L	
FC	8 hrs	2,34±0,07	2,4±0,13	2,34±0,08	2,32±0,03	P>0,05	NS	5,70
	16 hrs	2,24±0,1	2,30±0,14	2,28±0,02	2,20±0,05	P>0,05	NS	
TEP	8 hrs	3,28±0,15	2,03±0,11	2,11±0,07	2,92±0,21	P≤0,05	L	8,95
	16 hrs	2,69±0,19	2,71±0,24	2,82±0,24	2,74±0,24	P>0,05	NS	
TEE	8 hrs	34,71±1,57	32,13±1,12	32,95±0,75	30,88±2,21	P≤0,05	L	8,97
	16hrs	28,52±1,99	28,68±2,49	29,86±2,54	29,09±2,51	P>0,05	NS	

Q = Modelo quadrático, L = modelo linear, NS = efeito não significativo. Ganho de peso (g) (GP), consumo de ração (g) (CR), conversão alimentar aparente (CAA), índice hepatossomático (IHS), taxa de sobrevivência (%) (TS), taxa de crescimento específico (TCE), fator de condição (FC), taxa de eficiência proteica (%) (TEP) e taxa de eficiência energética (%) (TEE) de juvenis de tilápia do Nilo, com inclusão de diferentes níveis de probiótico na dieta e em ambiente de desafio (8 horas e 16 horas sem recirculação de água no sistema).

Para a variável consumo de ração (Figura 2A) e ganho de peso (Figura 2B) observa-se que para ambos, o melhor modelo ajustado foi o quadrático para o desafio de 8 horas com maior efeito do aditivo ao nível de 0,375g/kg de probiótico na ração e de 0,3139 g/kg de probiótico na ração para consumo de ração e ganho de peso respectivamente.

Figura 2- Análise de regressão para as variáveis zootécnicas dos juvenis de tilápia do nilo em função dos fatores A (níveis de probiótico) e B (8 horas e 16 horas sem recirculação de água no sistema).



Pode-se associar as respostas crescentes do consumo de ração e do ganho de peso a saúde dos animais. Possivelmente tal comportamento ocorre pelos benefícios que o probiótico proporciona aos animais (modificação da microbiota intestinal, produção de ácidos orgânicos, estímulo do sistema imune, síntese de enzimas e competição por nutrientes) descritos ao longo deste estudo. No entanto, respostas decrescentes na curva de regressão, com o aumento do uso de probiótico para esses parâmetros, podem ser justificados por meio de possíveis efeitos da qualidade da água, como oscilação na temperatura, diminuição do oxigênio dissolvido, aos quais influenciam negativamente no consumo de ração e conseqüentemente ganho de peso (SIPAÚBA-TAVARES, 1995; KUBITZA & KUBITZA, 2000).

Contata-se que embora a inclusão de probiótico até os níveis de 0,375g/kg e 0,3139 g/kg tenham proporcionado maior consumo de ração e ganho de peso, a inclusão do aditivo na dieta proporcionou aumento na conversão alimentar dos animais (Figura 2C). Essa resposta pode estar relacionada possivelmente, a provável aumento na motilidade intestinal dos animais em virtude de uma população excessiva de microrganismos, o que alteraria a disponibilidade dos nutrientes e sua absorção

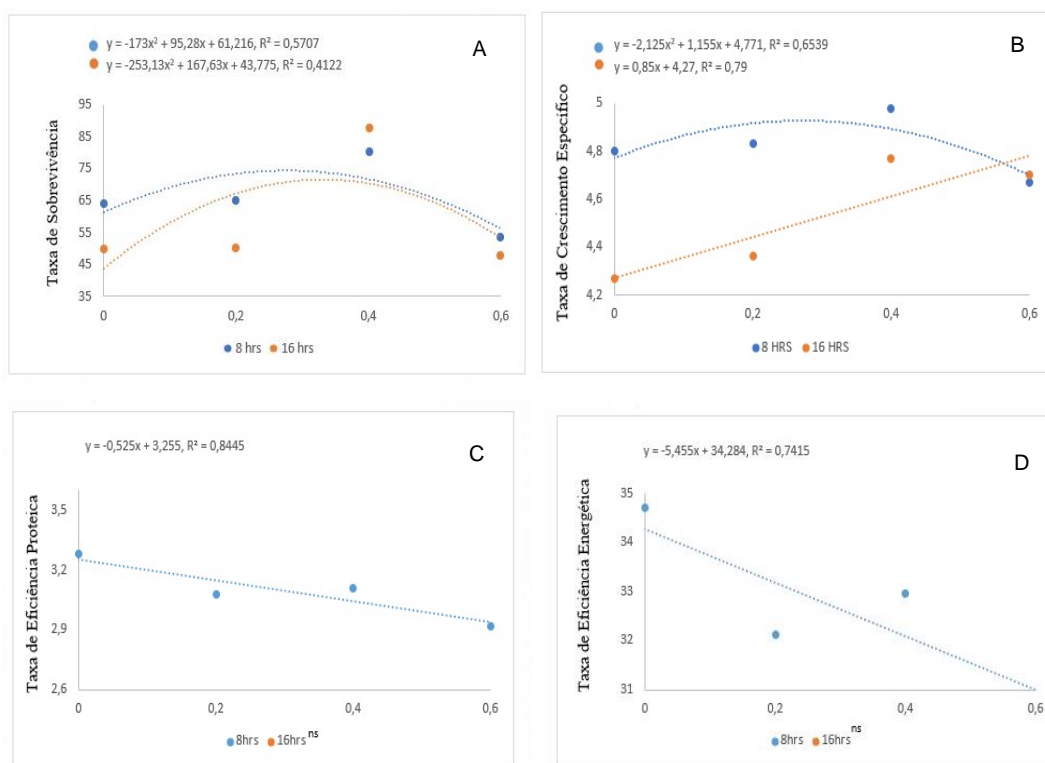
em locais oportunos (XU et al., 2006). Ressalta-se ainda que o comportamento decrescente da curva de regressão em níveis mais elevados de probióticos pode estar ligada a alteração da microflora já existente no intestino dos animais, em decorrência da maior quantidade de microrganismos que foram incluídos a dieta, proporcionando assim em desequilíbrio da flora intestinal (MILES et al., 1981).

Além da resposta anteriormente descrita alguns autores associaram o quadro de estresse sofrido pelos peixes com a menor eficiência de utilização dos alimentos (EI-SAYED, 2002; BRANDÃO et al., 2004; AZEVEDO et al., 2015). Tal comportamento pode estar relacionado com o maior requerimento de energia quando os animais estavam em quadro de estresse pelos desafios que foram submetidos (BARTON e IWAMA, 1991; AZEVEDO et al., 2016). Deste modo, a energia consumida pelos animais pode ter sido mobilizada visando minimizar as alterações fisiológicas decorrente do estresse (AZEVEDO et al., 2016), explicando assim o aumento linear na conversão alimentar aparente.

Ao ser observado o índice hepatossomático (Figura 2D), percebe-se que no grupo submetido a 8 horas sem recirculação, houve um aumento até o nível de inclusão de 0,388 g/kg de probiótico na ração, comportamento quadrático crescente. Por outro lado, para 16 horas sem recirculação, houve efeito linear decrescente. Considerando que a higidez está relacionada com as condições de saúde hepática (EVERAARTS et al., 1993), à medida que há diminuição do índice hepatossomático, tem-se menor saúde hepática. Desta maneira, percebe-se que no desafio de 16 horas, o estresse foi grande o suficiente para fazer com que o fígado não conseguisse responder de forma positiva ao estresse e que o nível de probiótico utilizado, nessas condições possam ter agravado o problema. De forma semelhante, no desafio de 8 horas esse dano hepático, ocorreu a partir do ponto de máximo.

A resposta diferenciada dos níveis de probiótico nos desafios impostos para esse parâmetro podem estar relacionados ao estado de estresse enfrentados pelos animais (FERREIRA et al., 2015). De modo que, possivelmente o efeito do estresse de 8 e 16 horas sem recirculação de água no sistema foi intenso, que estimulou a depleção (catabolismo) do tecido hepático. Ou seja, foi necessária maior carga de trabalho com mobilização de triglicerídeos e glicogênio hepático para atender os tecidos musculares e o cérebro na resposta ao estresse (BUSACKER et al., 1990).

Figura 3- Análise de regressão para as variáveis zootécnicas dos juvenis de tilápia do nilo em função dos fatores A (níveis de probiótico) e B (8 horas e 16 horas sem recirculação de água no sistema).



Analisando o comportamento dos animais para a variável taxa de crescimento específico (Figura 3B), observa-se resposta linear dos níveis de probiótico para o desafio de 16 horas e quadrática com ponto de máxima 0,2717 g/kg para o desafio de 8 horas. Tal comportamento condiz com o apresentado na literatura, onde os autores associaram a inclusão de probiótico em melhorias no crescimento e na taxa de crescimento específico de peixes, em estudos com tilápias (HAN et al., 2015; RIBEIRO, 2019), matrinxãs (DIAS et al., 2012), truta arco-íris (BAGUERI et al., 2008; MERRIFELD et al., 2009), carpa (KUMAR et al., 2006), no peixe coelho (*Siganus puellus*) (EL- DAKAR et al., 2007) e bagre (AL-DOHAIL et al., 2009).

Essas respostas ao crescimento se justificam em virtude na ação dos microrganismos presentes no probiótico sob o aproveitamento dos nutrientes fornecidos aos peixes (SAENZ DE RODRIGUEZ et al., 2009). No trato gastrointestinal esses microrganismos quando incluídos em quantidade correta produzem bactericidas e enzimas que melhoram a digestão dos alimentos fornecidos e como consequência melhoram a absorção de nutrientes (SANTANA et al., 2011; SUN et al., 2011; SONSA-ARD et al., 2015).

Porém, quando ocorre o fornecimento de grandes quantidades de probiótico nas dietas os microrganismos presentes nestes podem proporcionar aumento na motilidade intestinal e alteração da microbiota intestinal já existente (XU et al., 2006; MOUNTZOURIS et al., 2010), explicando a ausência no crescimento eficiente a medida que se aumentava o nível de inclusão a partir de 0,2717 g/kg em desafio de 8 horas.

Contudo a resposta linear crescente para o desafio de 16 horas pode ser explicada em virtude do possível desequilíbrio da microbiota intestinal pré-existente decorrente do alto nível de estresse que os animais foram expostos por esse tratamento (MATHEW et al., 1993; SILVA & NÖRNBERG, 2003), assim o efeito positivo do fornecimento de probióticos para esse desafio foi mais evidenciado.

Ao analisar a respostas para a variável taxa de sobrevivência (Figura 3A), observa-se que o maior efeito do aditivo para as condições em estudo foi de 0,2745 g/kg e 0,331g/ kg, respectivamente para 08 e16 horas de desafio, com ponto de máximo de 74,335% (08 horas) e 71,53% (16 horas). Esses valores crescentes até ao ponto de máxima, podem estar associados assim como anteriormente explicado em decorrência da melhora na absorção de nutrientes pelos peixes (SUN et al., 2011; SANTANA et al., 2011; SONSA-ARD et al., 2015) à melhoria na saúde intestinal e redução competitiva de possíveis agentes oportunistas (TACHIBANA et al., 2011; FARAMARZI et al., 2011).

Conforme descrito na literatura, quando administrados em quantidade adequada na dieta, os microrganismos presentes no probiótico atuam no intestino dos animais por meio de estímulos a imunidade, produção de ácido láctico, maiores disponibilidades de enzimas e vitaminas, além de melhorar a digestão de alimentos, aumento das vilosidades intestinais a fim de promover maior eficiência na absorção dos nutrientes (FULLER, 1989; BAIRAGI et al., 2002; HISANO et al., 2006; SILVA, 2008), no entanto quando administrados em quantidades excessivas comprometem o desempenho dos animais (CARÃO, 2011). Todos esses fatores atuam de forma direta na saúde do animal, agindo assim de forma significativa na taxa de sobrevivência dos mesmos quando submetidos a condições de estresse. Deste modo, mesmo que os animais se encontram em condições de estresse muito elevados o uso de probiótico

para garantir a sobrevivência dos animais torna-se necessária, mesmo que os outros parâmetros afetem suas características.

Para a variável eficiência proteica (Figura 3C) e energética (Figura 3D) é possível observar que para o desafio de 8 horas sem recirculação de água no sistema, o modelo que melhor se ajustou foi o linear, de modo que a medida que aumentava os níveis de probiótico reduzia-se a taxa de eficiência proteica e energética. Observando que os animais alimentados com a ração sem adição do probiótico apresentaram menor consumo (Figura 2A), menor ganho de peso (Figura 2B) e maior conversão alimentar aparente (Figura 2C), pressupõe-se que os peixes alcançaram melhor aproveitamento da proteína da dieta para atingir a compensação do peso (manutenção).

Observa-se ainda que a taxa de eficiência energética apresentou declive mais intenso ($b=-5,455$) que a taxa de eficiência proteica ($b = -0,525$). Ressalta-se que os animais estudados se encontravam na fase juvenil. Logo, devido ao fato dos mesmos estarem depositando mais proteína corporal e em alta eficiência, a energia estaria sendo mais utilizada (provavelmente na manutenção) (ROSSI et al., 2013), justificando a maior declividade da reta para taxa de eficiência energética.

Ressalta-se ainda que o nutriente e a energia no corpo do animal, apresentam duas funções base, que são manutenção e crescimento (levando em consideração que os animais utilizados eram juvenis), sendo que a manutenção é a prioritária, de modo que, alterações da homeostase fisiológica (condições de estresse) faz com que haja aumento da necessidade da manutenção e redução no crescimento (BERTECHINI, 2004).

Assim, em estudo com o objetivo de analisar a exigência proteica de juvenis de tambaqui após a privação alimentar os autores associaram a melhor taxa de eficiência proteica desses animais que foram privados da dieta, as alterações fisiológicas sofridas pelos mesmos após a realimentação. De modo que os animais privados conseguiram aproveitar melhor a proteína (SANTOS et al., 2010). Tal comportamento ocorre provavelmente devido ao aporte energético utilizado para reverter o quadro de estresse, e a restauração da homeostase fisiológica (BARTON, 2002).

5. CONCLUSÕES

Dentre os parâmetros avaliados pode-se concluir que o nível de probiótico (*Bacillus cereus* var.toyol 4×10^{12} UFC e *Bacillus subtilis* 4×10^{12}) recomendado varia em função do desafio testado. Desta forma, para o desafio de 8 horas recomenda-se 0,3246 g/kg de probiótico na ração e para o desafio de 16 horas a fim de melhorar a taxa de sobrevivência dos animais recomenda-se 0,331g/ kg de probiótico na ração.

6. REFERÊNCIAS

- ABU-ELALA, N. et al. Use of different *Saccharomyces cerevisiae* biotic forms as immune-modulator and growth promoter for *Oreochromis niloticus* challenged with some fish pathogens. **International Journal of Veterinary Science and medicine**, v.1, p. 21–29, 2013.
- ALBUQUERQUE, D.M. et al. Probióticos em dietas para tilápia do nilo durante a reversão sexual. **Revista Ciência Rural**, Santa Maria, v.43, n.8, 2013.
- AL-DOHAIL, M.A. et al. Effects of the probiotic, *Lactobacillus acidophilus*, on the growth performance, haematology parameters and immunoglobulin concentration in African Catfish (*Clarias gariepinus*) fingerling. **Aquaculture Research**, n.40, v.16, p.42–52, 2009.
- AL-HAFEDH, Y. S. et al. Performance of plastic biofilter media with different configuration in a water recirculation system for the culture of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Aquaculture Engineering**, n. 29, p. 139-154, 2003.
- ALKAHEM, H.F. The toxicity of nickel and the effects of sublethal levels on haematological parameters and behaviour of the fish, *Oreochromis niloticus*. **Journal of University Kuwait Science**, v. 21, p. 243-252, 1994.
- ANDRADE, A.C. **Cultivo de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) em efluentes do sistema de lagoas de estabilização da estação de tratamento de esgoto de Samambaia- DF.** 2008. Dissertação de mestrado (Universidade de Brasília), 2008, 205p.
- ARANA, L.V. **Princípios químicos da qualidade da água em aquicultura.** Florianópolis. 2. ed. Editora: UFSC, 2004. 231 p.
- ARANA, L.V. **Princípios químicos da qualidade da água em aquicultura: Uma revisão para peixes e camarões.** Editora da UFSC, Florianópolis, 1997. 166p.
- AZEVEDO, R.V. et al. Suplementação com prebiótico, probiótico e simbiótico para juvenis de tambaqui a duas densidades de estocagem. **Pesq. agropec. bras.**, v.51, n.1, p.9-16, 2016.
- AZEVEDO, R.V. et al. Economic evaluation of prebiotics, probiotics and symbiotics in juvenile Nile tilapia. **Revista Ciência Agronômica**, v.46, p.72-79, 2015.
- AZEVEDO, V. G. et al. **Sistemas de recirculação para cultivo de peixes marinhos - procedimento operacional padrão (POP)**, 2014. Disponível em: <http://ftp.sp.gov.br/ftppesca.Sist_RecirculacaoCultivodePeixesMarinhos14.pdf> Acesso em: 02 de julho de 2020.
- BAGUERI, T. et al. Growth, survival and gut microbial load of rainbow trout (*Onchorhynchus mykiss*) fry given diet supplemented with probiotics during the two months of first feeding. **Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v.8, p.43-48, 2008.
- BAIRAGI, A. et al. Evaluation of the nutritive value of *Leucaena leucocephala* leaf meal, inoculated with fish intestinal bacteria *Bacillus subtilis* and *Bacillus circulans* in

formulated diets for rohu, *Labeo rohita* (Hamilton) fingerlings. **Aquacul Res**, v.35, p.436-446,2002.

BALDISSEROTO, B. Water pH and hardness affect growth of freshwater teleosts. **R. Bras. Zootec.**, n.40, p. 138-144, 2011.

BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixes aplicada a piscicultura**. Santa Maria, Brasil, Editora: UFSM, 2002.

BARTON, B.A. Stress in fishes: a diversity of responses with particular reference to changes in circulating corticosteroids. **Integr.Comp. Biol.** v.42.p.517-525, 2002.

BARTON, B.A.; IWANA, G.K. Physiological changes in fish from stress in aquaculture with emphasis on the response and effects of corticosteroids. **Annual Review of Fish Diseases**, v.10, p.03-26, 1991.

BELTRAN, C.A.E. Aplicación de un sistema de control supervisor de pH y OD en la operación continua de un reactor nitrificante de disco rotatório. Departamento de Ingeniería Química, Universidad de La Frontera, Temuco, Chile. 2008.

BERTECHINI, A. G. **Nutrição de monogástricos**. Editora: UFLA/FAEPE, 2004. 450p.

BORATO, A.J.et al. Uso de antibióticos, de probióticos e de homeopatia, em frangos de corte criados em ambientes de conforto, inoculado ou não com *Escherichia coli*. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 33, n. 6, p. 1477-1485, 2004.

BOWSER, P. R. et al. Blood chemistry of healthy, nephrocalcinosis-affected and ozone-treated tilapia in a recirculation system, with application of discriminant analysis. **Aquaculture**, v. 218, p. 89-102, 2003.

BRANDÃO, F.R. et al. Densidade de estocagem de juvenis de tambaqui durante a recria em tanques-rede. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.39, p.357-362, 2004.

BRAUN, N. et al. Survival, growth and biochemical parameters of silver catfishi , *Ramdia quelen*, juvenilis exposed to diferente dissolved oxygen levels. **Aquaculture Research** , n.37, p. 1524-1531, 2006.

BUSACKER, G.P. et al. Growth. In: SCHECK, C.B.; MOYLE, P.B. (Eds). Method for fish biology. Bethesda, MD: **American Fisheries Society**,p.363-388, 1990.

CARÃO, A.C.P. **Probiótico, prebiótico e simbiótico e desempenho zootécnico, rendimento de carcaça e cortes e morfologia intestinal de frangos de corte**. Dissertação de mestrado. Programa de pós-graduação em Zootecnia. Universidade de São Paulo, 2011.74f.

CASTAGNOLLI, N. **Criação de peixes de água doce**. Jaboticabal, Editora: FUNEP, 1992.189p.

COSTA, O. F. T.et al. Susceptibility of the Amazonian fish, *Colossoma macropomum* (*Serrasalminae*) to short-term exposure to nitrite. **Aquaculture**, v. 232, p. 627-636,2004.

CYRINO, J.E.; CONTE, L. **Tilapicultura em Gaiolas: produção e economia**. In: José Eurico Possebon Cyrino e Elisabeth Criscuolo Urbinati (Eds.). AquaCiência 2004: Tópicos Especiais em Biologia Aquática e Aqüicultura. Jaboticabal: Sociedade Brasileira de Aqüicultura e Biologia Aquática, cap.12, p.151-171, 2006.

- DIAS, D.C. et al. Effect of incorporating probiotics into the diet of matrinxã (*Brycon amazonicus*) breeders. **Journal of Applied Ichthyology**, v.28, n.1, p.40-45,2012.
- DIAS, J.L.S. **Probiótico no desempenho produtivo, hematologia e migração de macrófagos do matrinxã, *Brycon amazonicus***. 2010.Tese de doutorado: Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”. Centro de Aquicultura da UNESP.Jaboticabal, 2010.
- DOLOMATOV, S.I. et al. Features of nitrogen metabolism in fishes. **Revista Fish Biol. Fisheries**, v.21, p.733-737, 2011.
- DUARTE, P.M.R. **Projeto de um sistema de aquaponia para regiões urbanas do sul do Brasil**. Trabalho de conclusão de curso.2018. Graduação em Engenharia Agroindustrial Agroquímica. Universidade Federal do Rio Grande. Rio Grande do Sul, 2018.
- EL-DAKAR AY. et al. Assessing the use of dietary probiotic/ prebiotic as an enhancer of spinefoot rabbitfish *Singanus rivulatus* survival and growth. **Aquaculture Nutrition**, n.13, v.4, p.07-12,2007.
- EL-SAYED, A.-F.M. Effects of stocking density and feeding levels on growth and feed efficiency of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fry. **Aquaculture Research**, v.33, p.621-626, 2002.
- EL SAYED, A.F.M. **Tilapia culture**. Secon edition. 2019.p.339.
- ESTEVES, F.A. Fundamentos de limnologia. **2 ed**, Rio de Janeiro: Interciência, 1998, 602p.
- EVANS, J.J.et al. Un-ionized Ammonia Exposure in Nile Tilapia: Toxicity, Stress Response, and Susceptibility to *Streptococcus agalactiae*. **Aquaculture**, v.68, p.23–33, 2006.
- EVERAARTS, J. M. et al. Biological markers in fish: DNA integrity, hematological parameters and liver somatic index. **Marine Environmental**. v. 35, p. 101-107, 1993.
- FAO. FAO no Brasil 2016. Disponível em: <<http://www.fao.org/brasil/noticias/detail-events/pt/c/423722/>>. Acesso em: 07 de maio de 2020.
- FARAMARZI, M. et al. The investigation of *Lactobacillus acidophilus* as probiotics on growth performance and disease resistance of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). **American Eurasian Journal of Scientific Research**. V.6, n.1, p.32-38, 2011.
- FERREIRA, A. H. C.et al. Avaliação do efeito da adição de probiótico na dieta de alevinos e juvenis de tilápias do nilo (*Oreochromis niloticus*) criados em esgoto doméstico tratado. **Engenharia Sanitaria e Ambiental**, v. 23, n. 4, p. 665-674, 2018.
- FERREIRA, A.H.C.et al. Probiótico na alimentação de pós larvas de tilápias do nilo submetidas a desafio sanitário. **Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal**, v.16, n.2, p.430-439, 2015.
- FERREIRA, C.M. **Uso de probiótico durante o transporte de juvenis de (*Colossoma macropomum*) em sistema fechado**. 2014. Dissertação (Programa de Pós-graduação em ciência animal) Universidade Federal de Santa Maria, Cuiabá, 2014.

FERREIRA, D.; BARCELLOS, L.J.G. Enfoque combinado entre as boas práticas de manejo e as medidas mitigadoras de estresse na piscicultura. **Boletim Instituto Pesca**, São Paulo, v.34, n.4, p. 601 - 611, 2009.

FILHO, M.S.P.B. **Qualidade na produção de peixes em sistema de recirculação de água**. 2000. Trabalho de conclusão de curso. Centro Universitário Nove de Julho. São Paulo, 2000.

FROESE, R. Cube law, condition factor and weight-length relationship: history, metaanalysis and recommendations. **Journal Applied of Ichthyology**, Berlin, v.22, p.241-253,2006.

FULLER, R. Probiotics in man and animals: A review. **Journal of Applied Bacteriology**, v.66, p. 365-378,1989.

FULLER, R. Chapter 8 Intervention strategies: the use of probiotics and competitive exclusion microflora against contaminations with pathogens in pigs and poultry, Chapman and Hall, London, p. 187-207,1977.

FURLAN, R. L. et al. Como avaliar os efeitos do uso de prebióticos, probióticos e flora de exclusão competitiva. In: SIMPÓSIO TÉCNICO DE INCUBAÇÃO, MATRIZES DE CORTE E NUTRIÇÃO. 2004, **Anais...** Santa Catarina: Balneário Camboriú, p. 6-26, 2004.

FURUYA, W.M. **Tabelas brasileiras para nutrição de Tilápias**. 21 ed. Toledo: GFM, 2010. 100 p.

GOMEZ-GIL, B. et al. Culture of *Vibrio alginolyticus* C7b, a potential probiotic bacterium, with the microalga *Chaetoceros muelleri*. **Aquaculture**.n.2111, p.43-48,2002.

GOMEZ-GIL, B.et al. The use and selection of probiotic bacteria for use in the culture of larval aquatic organisms. **Aquaculture**, v.191, p.259–270, 2000.

HAN, K. et al. Efficacy of double-coated probiotics for irritable bowel syndrome: a randomized double-blind controlled trial. **J Gastroenterol.**, v. 13, 2016.

HEGAZI, M.M. et al. Metabolic consequences of chronic sublethal ammonia exposure at cellular and subcellular levels in Nile tilapia brain. **Aquaculture**, v.299, p.149-156, 2010.

HEIN, G. Verificação da sobrevivência de tilápias (*Oreochromis niloticus*) de tamanhos diferentes no município de Toledo-PR e sua importância prática na organização da produção. Toledo, Paraná, 2006.

HEIN, G.; BRIANESE R.H. Modelo EMATER de produção de tilápias. Toledo – PR Novembro, 2004.

HISANO, M. et al. Desempenho produtivo de tilápias do nilo alimentadas com rações contendo parte aérea de mandioca. **Edição online, boletim de pesquisa e desenvolvimento**, Embrapa, 2011.

HISANO, H. et al. Levedura íntegra e derivados de seu processo em rações para tilápia do nilo: aspectos hematológicos e histológicos. **Acta Scientiarum Biology Science**, v. 28, n. 4, p. 311-318,2006.

HOA, N.T.et al. Characterization of *Bacillus species* used for oral bacteriotherapy and bacterioprophyllaxis of gastrointestinal disorders. **Applied Environmental Microbiology**. v.66, p. 5241-5247, 2000.

- HURVITZ, A. et al. Effect of ammonia on the survival and the immune response of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*, Walbaum) vaccinated against *Streptococcus iniae*. **Fish & Shellfish Immunology**, v.7, p.45-53, 1997.
- IGARASHI, M.A. Aspectos econômicos do cultivo de tilápia e perspectivas para o desenvolvimento da atividade no Brasil, principalmente no estado do Paraná (**revisão de literatura**). Ceará, 2019.
- IGARASHI, M.A. et al. Aspectos básicos do desenvolvimento da aquicultura no Brasil. **PUBVET**. v. 3, n .3,2009.
- INCAPER. Aquicultura. 2019. Disponível em < <https://incaper.es.gov.br/aquicultura>>. Acesso em: 14 de maio de 2020.
- JESUS, F.G.A. et al. Probióticos na piscicultura. 2016. **Aquaculture Brasil**. Disponível em: <http://docweb.epagri.sc.gov.br/website_epagri/Cedap/Trabalho-Periodico/54-Trab_periodico-piscicultura-sanidade.pdf>. Acesso em: 03 de julho de 2020.
- KAYANSAMRUJ, P. et al. Increasing of temperature induces pathogenicity of *Streptococcus agalactiae* and the up-regulation of inflammatory related genes in infected Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Veterinary Microbiology**, v. 172, n. 2, p. 265-271, 2014.
- KUBITZA, F. A relação entre pH, gás carbônico, alcalinidade e dureza e sua influência no desempenho e saúde dos peixes e camarões. **Revista: Panorama da Aquicultura**. 2018. Disponível em: < <https://panoramadaaquicultura.com.br/a-agua-na-aquicultura-ph-gas-carbonico-alcalinidade/>>. Acesso em 04 de julho de 2020.
- KUBITZA, F. Sistemas de recirculação: sistemas fechados com tratamento e reuso da água. **Revista Panorama da Aquicultura**, v. 16, n. 95, p. 15-22, 2006.
- KUBITZA, F. & KUBITZA, L. M. M. Qualidade da água, sistemas de cultivo, planejamento da produção, manejo nutricional e alimentar e sanidade. **Revista Panorama da Aquicultura**, v.10, n. 59, p.44-53,2000.
- KUBITZA, F. Qualidade da água na produção de peixes – parte I.1998. **Revista Panorama da Aquicultura**. Disponível em: <<https://panoramadaaquicultura.com.br/qualidade-da-agua-na-producao-de-peixes-parte-i/>>. Acesso em 02 de junho de 2020.
- KUMAR R. et al. Evaluation of *Bacillus subtilis* as a probiotic to Indian major carp *Labeo rohita* (Ham.). **Aquacult. Res.** n.37, p.1215-1221,2006.
- LAI, H-T. et al. The performance of coupling 59 membrane filtration in recirculating aquaponic system for tilapia culture. **International Biodeterioration & Biodegradation**, n. 107, p. 21-30, 2016.
- LEIRA, M.H. et al. Qualidade da água e seu uso em pisciculturas. **Revista Pubvet**. v.11, n.1, p.11-17, 2017.
- LEITE, L.A. **Utilização da *Arthrospira platensis* como suplemento alimentar para melhorar o desempenho da tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) em sistema de recirculação de água salgada**. 2016. Dissertação de mestrado: Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Pesca. Universidade Federal do Ceará.2016. 65f.
- LENINGHER, A.L. Carboidratos: Estrutura e função biológica. In **Princípios de bioquímica**. São Paulo: Editora.Savier, 1971.

- LODDI, M. M. **Probióticos, prebióticos e acidificantes orgânicos em dietas para frangos de corte**, 2003. Tese (Doutorado em Zootecnia). Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinária, Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho”, Jaboticabal, 2003.52 f.
- MACÊDO, J.A.B. Águas & águas. **3 eds.** CRQ. Belo Horizonte,2004.
- MACIEL, L.M. **A tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*)**. In: SLIVA, G.F. et al. Tilápia-do-Nilo, Criação e cultivo em viveiros no estado do Paraná. Biblioteca de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Paraná, 2015. p.299.
- MADIGAN, T.M.et al. Brock biology of microorganism. **8. ed.** N.Y: Prentice Hall, Inc, 1997.
- MARENGONI,N.G.et al. Qualidade física e química da água em sistema fechado de recirculação durante o cultivo de juvenis de tilápia do nilo. **Revista Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 34, n. 2, p. 927-934, 2013.
- MARTINEZ, A.R.V. et al. Antioxidant defenses in fish: biotic e abiotic factors. **Reviews in fish biology and fisheries**. V.15, p. 75-88, 2005.
- MATHEW, A.G. et al. Effect of galactan on selected microbial populations and pH and volatile fatty acids in the ileum of the weaning pig. **J. Anim. Sci.**, v.71, p. 1503-1509, 1993.
- MELLO, H. et al. Efeitos benéficos de probióticos no intestino de juvenis de tilápia do nilo. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.33, n.6, p.724-730, 2013.
- MELLO H. **Bacillus cereus e Bacillus subtilis na suplementação dietária de juvenis de tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*) juvenis de tilápias do nilo (*Oreochromis niloticus*) e seu efeito probiótico**.2012. Dissertação de Mestrado (Pós-Graduação em Aquicultura). Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2012.57f.
- MERRIFIELD, D.L. et al. Probiotic applications for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss Walbaum*) I. Effects on growth performance, feed utilization, intestinal microbiota and related health criteria. **Aquaculture Nutrition**, n.16, v.5, p. 504–510,2009.
- METCALF e EDDY INCORPORATION. **Wastewater Engineering: Treatment, disposal and reuse**. 3. ed. New York: McGraw-Hill, 1334 p.,2003.
- MILES, R.D. et al. Effect of a living nonfreeze-dried *Lactobacillus acidophilus* culture on performance, egg quality, and gut microflora in commercial layers: **Poultry Science**, Savoy, v.60, p.993-1004,1981.
- MINELLO, M. C. S.et al. Avaliação sazonal de alguns parâmetros indicadores da qualidade de água no reservatório da usina hidrelétrica de Ilha Solteira-SP, Brasil. **Global Science and Technology**, n.3, p.98-104,2010.
- MONTEIRO, C.A.B.et al. Efeito da aeração por air-lift na alevinagem de tilápias do nilo em esgoto doméstico tratado. **Revista DAE**, v.186, p.16-22, 2011.
- MOUNTZOURIS, K. C. et al. Effects of probiotic inclusion levels in broiler nutrition on growth performance, nutrient digestibility, plasma immunoglobulins, and cecal microflora composition. **Poultry Science, Champaign**, v. 89, n. 1, p. 58-67, 2010.

- NASCIMENTO, T.S.R. et al. Efeito do ph da água no equilíbrio iônico de alevinos de *Piaractus mesopotamicus*. Universidade Estadual de Goiás (UEG). **Resumo**, 2007.
- OBA, E.T. et al. **Estresse em peixes cultivados: agravantes e atenuantes para o manejo rentável**. Manejo e Sanidade de Peixes em Cultivo Tavares: Dias Embrapa Amapá, Macapá, 2009.
- OSHIRO, E. **Prebiótico e probiótico na dieta de tilápia do nilo: perfil hematológico, resposta imune inata e desempenho zootécnico**. 2015. Dissertação de mestrado (Pós-Graduação em Aquicultura). Universidade Estadual Paulista, São Paulo, 2015.40f.
- OSTRENSKY, A. et al. **Estudo setorial para consolidação de uma aquicultura sustentável no Brasil**. FAO/ SEAP, Curitiba, 2007.
- OSTRENSKI, A., BOERGER, W. **Piscicultura: Fundamentos e Técnicas de Manejo**. Guaíba: Editora Agropecuária Ltda, 1998. 211p.
- PANCHENIAK, E. F. R. **Isolamento, seleção, caracterização bioquímica e molecular para produção e avaliação do potencial probiótico de *Lactobacillus reuteri* LPB P01- 001 em suínos**. 2005. Tese de Doutorado (Tecnologia de Alimentos). Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2005.154f.
- PEIXE BR. Anuário Brasileiro da Piscicultura PEIXE BR 2019. São Paulo, 2019. Disponível em: < <https://www.peixebr.com.br/Anuario2018/AnuarioPeixeBR2018.pdf> > Acesso em: 25 de maio de 2020.
- PELICANO, E.R.L. et al. Intestinal mucosa development in broiler chickens fed natural growth promoters. **Brazilian Journal of Poultry Science**. Campinas, v.7, n.4, p.221-229, 2005.
- PELICANO, E.R.L. et al. Productive traits of broiler chickens fed diets containing different growth promoters. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v.6, p.177-182, 2004.
- PEREIRA, L.; MERCANTE, C.T.J. A amônia nos sistemas de criação de peixes e seus efeitos sobre a qualidade da água. **Boletim do Instituto de Pesca**, v.31, n.1, p.8-81, 2005.
- PICKERING, A.D. **Introduction: the Concept of Biological Stress**. In: Stress and fish. Academic Press, p.1-10, 1981.
- REBOUÇAS, P.M. et al. Influência da oscilação térmica na água da piscicultura. **J Anim Behav Biometeorol**, v.2, n.2, p.35-42, 2014.
- RIBEIRO, G.B. Tilápia do nilo sob diferentes desafios sanitários com suplementação probiótica. 2019. **Trabalho de conclusão de curso**. Universidade Federal da Grande Dourados Faculdade de Ciências Agrárias. Mato Grosso do Sul, 2019.36f.
- RIBEIRO, C.L.N. et al. Uso de desafio sanitário em ensaios de digestibilidade e produção avícola. **Revista Eletrônica: Nutritime**. v. 12, n.05, 2015.
- ROSS, L. G. et al. Spatial modelling for freshwater cage location in the Presa Adolfo Mateos Lopez (El Infiernillo), Michoacán, México. **Aquaculture Research**, v.42, p.797-807, 2011.

- ROSSI, C. A. R. et al. Dietas ajustadas para suínos através do modelo Inraporc®: Desempenho, características de carcaça e impacto econômico. **Ciência Rural**. v. 43, p. 689-695, 2013.
- ROTTA, M.A. Utilização de ácido ascórbico (vitamina C) pelos peixes. EMBRAPA Pantanal, 2003,54p.
- SAENZ DE RODRIGUEZ. et al. Effect of dietary administration of probiotics on growth and intestine functionality of juvenile Senegalese sole (*Solea senegalensis*). **Aquaculture Nutrition**, n.15, p.177- 185,2009.
- SANTANA, E.S. et al. Uso de produtos alternativos aos antimicrobianos na avicultura. **Enciclopédia biosfera**, Centro Científico Conhecer, Goiânia, v.7, 2011.
- SANTOS, P.C. **Qualidade da água como parâmetro de avaliação do impacto ambiental da piscicultura. 2010.** Trabalho de conclusão de curso. Instituto Municipal de Ensino Superior de Assis. São Paulo.2010.62f.
- SANTOS, E.S. et al. Crescimento e qualidade dos alevinos de tilápia do nilo produzidos em esgoto doméstico tratado. **Revista Ciência Agronômica**, v.40, n.2, p.232-239, 2009.
- SCHULTER, E.P., VIEIRA FILHO, J.E.R. **Desenvolvimento e potencial da tilapicultura no brasil**. Brasília, v. 16, n. 2, 2018.
- SHERIDAN, M. A. Regulation of lipid metabolism in poikilothermic vertebrates. **Comp. Biochem. Physiol.** n.107, p.495-508,1994.
- SILVA, G.F. et al. **Tilápia do Nilo: Criação e cultivo em viveiros no estado do Paraná. Curitiba.** 2015.290p.
- SILVA, C.R. **Uso de probióticos em rações para frangos de corte: desempenho, digestibilidade e energia metabolizável.** Dissertação em Zootecnia, Universidade Federal de Viçosa,2008.
- SILVA, L.P.; NÖRNBERG, J.L. Prebióticos na nutrição de não ruminantes. **Rev. Ciência Rural**, v.33, n.4, p. 55-65, 2003.
- SIPAÚBA-TAVARES, L. H. Limnologia aplicada à aquicultura. Jaboticabal: FUNEP, 1995.
- SIQUEIRA, T.V. Aquicultura: a nova fronteira para produção de alimentos de forma sustentável. **Revista BNDES**, Rio de Janeiro, v. 25, n. 49, p. 119-170, 2018.
- SON, V.M. et al. Dietary administration of probiotic, *Lactobacillus plantarum*, enhanced the growth, innate immune responses, and disease resistance of the grouper *Epinephelus coioides*. **Fish & Shellfish Immunology**, v.26, n. 5, p.691-8, 2009.
- SONSA-ARD, N. et al. Characterization of bacteriocin produced by *Enterococcus faecium* CN-25 isolated from traditionally thai fermented fish roe. **Food Control**, v. 54, p. 308 – 316, 2015.
- SOUSA, N.C. **Desempenho produtivo e hematologia de *Arapaima gigas* alimentados com probiótico.**2015. Tese de doutorado (Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal), Universidade Federal do Pará, Belém, 2015.47.p.

- SUN, J. et al. Characterization of Virulence Properties of *Aeromonas veronii* Isolated from Diseased Gibel Carp (*Carassius gibelio*). **International Journal of Molecular Sciences**, v 17, p. 496, 2011.
- TACHIBANA, L. et al Probiótico na alimentação da tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*), durante a inversão sexual: desempenho zootécnico e recuperação da bactéria probiótica intestinal. **Bioikos**, v.25, n.1, p.25-31, 2011.
- TAKAHASHI, K. et al. Effect of probiotic on immune responses in broiler chicks under different sanitary conditions or immune activations. **Animal Science and Tecnology**, v.68, n.6, p.537-544, 1997.
- TAVECHIO, W.L.G. et al. Alternativas para a prevenção e o controle de patógenos em piscicultura. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 35, n. 2, p. 335-341, 2009.
- TELLI, G.S. et al. Dietary administration of *Bacillus subtilis* on hematology and non-specific immunity of nile tilapia *Oreochromis niloticus* raised at different stocking densities. **Revista Fish & Shellfish Immunology**.n. 39, p. 305-311, 2014.
- URBINATI, E.C.; CARNEIRO, P.C.F. **Práticas de manejo e estresse dos peixes em piscicultura**. In: CYRINO, J.E.P. Tópicos especiais em TecArt., p.171-193, 2004.
- VERSCHUERE, L. et al. Probiotic bacteria as biological control agents in aquaculture. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**,v. 64,n.4, p. 655-71,2000.
- VIEIRA, J.S.et al. Aspectos gerais da piscicultura. Estudantes de Pós-Graduação em Zootecnia UFLA, Professora do DZO – UFLA .2003. **Revista eletrônica**. Disponível em: <www.editora.ufla.br. >category>56boletins-de-extensão>. Acesso em: 05 de junho de 2020.
- VINÁTEA ARANA, L. **Princípios Químicos de Qualidade da Água em Aquicultura: uma revisão para peixes e camarões**. Florianópolis: Editora: UFSC, 1997.166p.
- VINE, N.G.et al. Competition for attachment of aquaculture candidate probiotic and pathogenic bacteria on fish intestinal mucus. **Journal of Fish Diseases**, v. 27, p.319-326, 2004.
- WENDELAAR BONGA, et al. The ultrastructure of chloride cells in the gills of the teleost *Oreochromis mossambicus* during exposure to acidified water. **Cell and tissue research**,1990.
- WURTS, W.A.; DURBOROW, R.M. Interactions of pH, Carbon Dioxide, Alkalinity and Hardness in Fish Ponds. **Southern Regional Aquaculture Center**, n.464, 1992.
- Xu Z.R. et al. Effects of dietary fructooligosaccharides on digestive enzyme activities, intestinal microflora and morphology of male broilers. **Poultry Sci** v.82, p.1030-1036, 2006.
- YAN, L.et al. Surface attachment induced production of antimicrobial compounds by marine epiphytic bacteria using modified roller bottle cultivation. **Marine Biotechnology**, v.4, n.4, p. 356- 66,2002.
- ZANIBONI-FILHO, E. O desenvolvimento da piscicultura brasileira sem a deterioração da qualidade da água. **Revista Brasileira Biologia**, v.57, n.1, p. 3-9, 1997.

ANEXOS

ANEXO A – Ração peletizada



FONTE: arquivo pessoal

ANEXO B – Moagem da ração



FONTE: arquivo pessoal

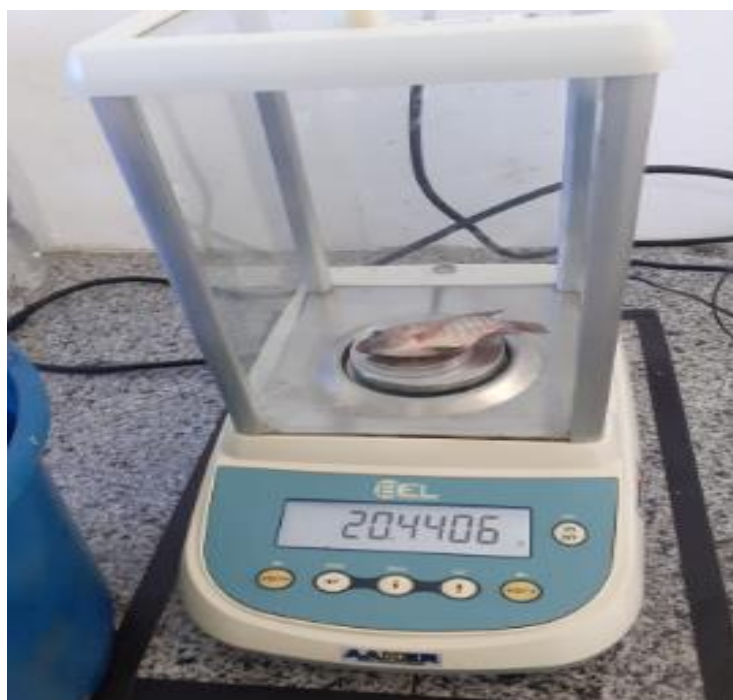
ANEXO C – Biometria inicial



FONTE: arquivo pessoal



FONTE: arquivo pessoal

ANEXO D – Biometria final

FONTE: arquivo pessoal



FONTE: arquivo pessoal

ANEXO E – Resultado da análise de variância para os parâmetros ganho de peso (GP) conversão alimentar aparente (CAA), taxa de crescimento específico (TCE), consumo de ração (CR), fator de condição (FC), taxa de sobrevivência (TS), taxa de eficiência proteica (TEP), taxa de eficiência energética (TEE) e índice hepatossomático (IHS)

FV	GL	Quadrado Médio				
		GP	CAA	TCE	CR	FC
Níveis de probiótico (A)	3	4,27*	0,0126*	0,2204*	3,94*	0,0137 ^{ns}
Desafio (B)	1	37,92*	0,1144*	0,8468*	2,27*	0,092*
Interação A*B	3	0,63 ^{ns}	0,0085 ^{ns}	0,1690*	0,8477 ^{ns}	0,003 ^{ns}
Erro	32	0,92	0,0033	0,2220	0,5022	0,0168
CV		7,98	5,99	3,17	6,16	5,65

FV	GL	Quadrado Médio				
		TS	TEP	TEE	GL	IHS
Níveis de probiótico (A)	3	2183,87*	0,0558 ^{ns}	6,1571 ^{ns}	3	0,2737 ^{ns}
Desafio (B)	1	483,71*	1,179*	131,98*	1	1,8240*
Interação A*B	3	276,57*	0,0742 ^{ns}	8,523 ^{ns}	3	1,4622*
Erro	32	73,95	0,0682	7,654	64	0,1401
CV		13,85	8,95	8,97		15,06

*F significativo (P>0,05); ns não significativo.