

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA MARIA
CENTRO DE CIÊNCIAS RURAIS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA
DOS ALIMENTOS**

**SUPLEMENTAÇÃO DE JUNDIÁS COM ÓLEOS DA
AMAZÔNIA: DESEMPENHO, COMPOSIÇÃO
QUÍMICA E ESTABILIDADE OXIDATIVA DE FILÉS**

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO

Caroline Sefrin Speroni

**Santa Maria, RS, Brasil
2015**

SUPLEMENTAÇÃO DE JUNDIÁS COM ÓLEOS DA AMAZÔNIA: DESEMPENHO, COMPOSIÇÃO QUÍMICA E ESTABILIDADE OXIDATIVA DE FILÉS

Caroline Sefrin Speroni

Dissertação apresentada ao Curso de Mestrado do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia dos Alimentos, Área de Concentração em Ciência e Tecnologia de Carnes e Derivados, da Universidade Federal de Santa Maria (UFSM,RS) como requisito parcial para a obtenção do grau de **Mestre em Ciência e Tecnologia dos Alimentos**

Orientadora: Leila Picolli da Silva
Co-orientadora: Tatiana Emanuelli

Santa Maria, RS, Brasil
2015

Ficha catalográfica elaborada através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Central da UFSM, com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

Speroni, Caroline Sefrin
Suplementação de jundiás com óleos da Amazônia:
desempenho, composição química e estabilidade oxidativa de
filés / Caroline Sefrin Speroni.-2015.
88 p.; 30cm

Orientadora: Leila Picolli da Silva
Coorientadora: Tatiana Emanuelli
Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa
Maria, Centro de Ciências Rurais, Programa de Pós-
Graduação em Ciência e Tecnologia dos Alimentos, RS, 2015

1. Nutrição de peixes 2. Qualidade de filés de peixe
3. Oxidação lipídica 4. Oxidação proteica 5. Compostos
Voláteis I. Silva, Leila Picolli da II. Emanuelli,
Tatiana III. Título.

**Universidade Federal de Santa Maria
Centro de Ciências Rurais
Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia dos
Alimentos
Departamento de Tecnologia e Ciência dos Alimentos**

A Comissão Examinadora, abaixo assinada, aprova a Dissertação de
Mestrado

**SUPLEMENTAÇÃO DE JUNDIÁS COM ÓLEOS DA AMAZÔNIA:
DESEMPENHO, COMPOSIÇÃO QUÍMICA E ESTABILIDADE
OXIDATIVA DE FILÉS**

elaborada por
Caroline Sefrin Speroni

Como requisito parcial para obtenção do grau de
Mestre em Ciência e Tecnologia dos Alimentos

COMISSÃO EXAMINADORA:

Leila Picolli da Silva, Dr.
(Presidente/Orientadora)

Gabriela Alves Macedo, Dr. (UNICAMP)

Renius de Oliveira Mello, Dr. (UFSM)

Santa Maria, 26 de fevereiro de 2015.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus, por todas as oportunidades de crescimento pessoal e profissional que tenho vivido. Agradeço também por nunca perder a força e a vontade de progredir, mesmo nas horas mais difíceis.

Aos meus pais e irmãs, o meu agradecimento pelo apoio incondicional, pela compreensão e incentivo de sempre. Ao meu namorado, Róbson, sou grata por tudo o que tem feito para que eu completasse mais essa etapa, principalmente pela amizade e pelas palavras de carinho. Aos meus padrinhos, agradeço o apoio que nunca me faltou e ao incentivo dado ao meu crescimento. A todos vocês, meu sincero agradecimento por todas as vezes que compreenderam a minha falta no âmbito familiar e também as minhas prioridades momentâneas.

À professora Leila Picolli da Silva, meu sincero agradecimento pelos anos de convivência, pelo aprendizado, pela oportunidade e orientação que resultaram em progresso na vida acadêmica e, sobretudo, pela amizade. À professora Tatiana Emanuelli, meu sincero agradecimento pelas orientações, tempo disponibilizado para me auxiliar e aprendizado, para que me tornasse uma pessoa melhor.

Aos colegas do Laboratório de Piscicultura, meu agradecimento e carinho. Com certeza, não teria realizado este trabalho com qualidade se não fosse o apoio de vocês, mantendo a amizade, a união e o companheirismo de sempre.

Ao pessoal do NIDAL (Núcleo Integrado de Desenvolvimento em Análises Laboratoriais) e do NTA (Núcleo de Tecnologia em Alimentos), meu agradecimento pelas ajudas incessantes, por todos os momentos que precisei do conhecimento de muitos colegas e fui auxiliada. A vocês meu carinho, pelas novas amizades construídas e por muito conhecimento adquirido na vivência do dia a dia.

Agradeço também à banca que avalia este trabalho, pela disponibilidade para auxiliar em melhorias e na conclusão deste estudo.

Agradeço à MigPlus pela concessão do premix vitamínico e à professora Gabriela Alves Macedo pela concessão dos óleos da Amazônia. Grata ao CNPq pela concessão da bolsa de estudos para realização deste trabalho.

A todos que, de alguma forma, contribuíram para a conclusão de mais esta etapa, meu sincero agradecimento e reconhecimento.

RESUMO

Dissertação de mestrado
Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia dos Alimentos
Universidade Federal de Santa Maria

SUPLEMENTAÇÃO DE JUNDIÁS COM ÓLEOS DA AMAZÔNIA: DESEMPENHO, COMPOSIÇÃO QUÍMICA E ESTABILIDADE OXIDATIVA DE FILÉS

AUTORA: CAROLINE SEFRIN SPERONI

ORIENTADORA: LEILA PICOLLI DA SILVA

CO-ORIENTADORA: TATIANA EMANUELLI

Data e Local da Defesa: Santa Maria, 26 de fevereiro de 2015.

Este trabalho teve como objetivo avaliar a eficiência da suplementação na dieta de jundiás com mistura de óleos de buruti e murumuru, *in natura* ou esterificado enzimaticamente, sobre respostas biológicas, composição química, estabilidade oxidativa e características sensoriais de filés. Fêmeas de jundiás foram alimentadas com as dietas experimentais durante 8 semanas. Os parâmetros de crescimento dos peixes foram avaliados. Posteriormente ao abate, os filés foram congelados pelo período de 12 meses. Após o abate, foram avaliados a composição centesimal, os compostos voláteis e análise sensorial por ordenação de preferência dos filés cozidos. Avaliou-se também a influência da alimentação dos jundiás sobre a oxidação lipídica e proteica de filés congelados no período de 3, 6 e 12 meses de congelamento. Além disso, avaliou-se o teor de vitamina E dos filés. O perfil de ácidos graxos dos filés foi avaliado após o abate. Foi avaliada a degradação do ácido graxo C22:6n3. A suplementação com óleo esterificado apresentou os melhores resultados quanto ao crescimento, comprimento total, biomassa total e crescimento específico. Os diferentes tratamentos não acarretaram em alterações na composição centesimal dos filés. Os ácidos graxos presentes na dieta se refletiram na composição dos filés para todas as suplementações. Dietas contendo óleos da Amazônia apresentaram maiores valores de ácidos graxos monoinsaturados. Quanto à análise sensorial, a suplementação com óleos da Amazônia não mostrou diferença na preferência para o odor dos filés cozidos. Poucos compostos voláteis foram detectados e hexanal teve maior quantidade na suplementação com óleo de soja. O conteúdo de dienos conjugados aumentou em três meses de congelamento para todos os tratamentos. Para o valor de peróxidos, suplementação com óleos Amazônia esterificado apresentou menores valores em comparação com os outros tratamentos. Um aumento nos valores de TBARS ocorreu em 12 meses de congelamento dos filés e BME apresentou os menores valores. Após 12 meses de congelamento, houve degradação de aproximadamente 40% de C22:6n3 para suplementações com óleo de soja e buriti+murumuru esterificado. Houve uma redução na quantidade de proteínas carboniladas após 3-6 meses de congelamento. Proteínas sulfidrílicas não alteraram ao longo do armazenamento para todos os tratamentos. Houve uma diminuição da dureza dos filés em 12 meses de congelamento para todos os tratamentos. Em suma, a suplementação com misturas de óleos (buriti+murumuru) diminui a formação de compostos de oxidação lipídica e leva a menores compostos voláteis de oxidação lipídica e proteica.

Palavras-chave: *Mauritia flexuosa*, *Astrocaryum murumuru*, interesterificação enzimática, nutrição de peixes.

ABSTRACT

Master dissertation
Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia dos Alimentos
Universidade Federal de Santa Maria

SUPLEMENTAÇÃO DE JUNDIÁS COM ÓLEOS DA AMAZÔNIA: DESEMPENHO, COMPOSIÇÃO QUÍMICA E ESTABILIDADE OXIDATIVA DE FILÉS

AUTHOR: CAROLINE SEFRIN SPERONI

ADVISER: LEILA PICOLLI DA SILVA

CO-ADVISER: TATIANA EMANUELLI

Date and Defense Place: Santa Maria, February 26th, 2015.

This study aimed to evaluate the efficiency of supplementation in the diet of silver catfish with blend of buruti and murumuru oils, *in natura* or enzymatically esterified on biological responses, chemical composition, oxidative stability and sensory characteristics of fillets. Silver catfish females were fed the experimental diets for 8 weeks. The fish growth parameters were evaluated. Subsequent to slaughter, the fillets were frozen for 12 months. After slaughter, were evaluated chemical composition, volatile compounds and sensory analysis of cooked steaks. Was also evaluated influence of power silver catfish on lipid oxidation and protein of frozen fillets within 3, 6 and 12 months of storage. In addition, we assessed levels of vitamin E from the fillets. The fatty acid profile of steaks was assessed after slaughter. We evaluated degradation of fatty acid C22:6n3. Supplementation esterified Amazon oils showed the best results in growth, total length and total biomass. The different treatments did not result in changes in the chemical composition of the fillets. Fatty acids in the diet leads reflect in the composition of fillets for all supplementations. Amazon oils diet had higher MUFA fatty acids. As for sensory analysis, supplementation with Amazon oils no difference in preference for the odor of cooked fillets. A few volatile compounds were detected and the higher amount hexanal was supplemented with soybean oil. Content of conjugated dienes increased three months of storage for all treatments. For amount of peroxides, esterified Amazon oils showed lower values in comparison with other treatments. An increase in TBARS values occurred in 12 months to freeze fillets and interesterified oils showed the lowest values. After 12 months of storage, degradation was approximately 40% C22:6n3 for SO and for BM. There was a reduction in amount of carbonylated proteins after 3-6 months of storage. Sulphydryl proteins no changes over storage for all treatments. There was a decrease in hardness of fillets 12 months of storage for all treatments. In short, supplementation with blends oils (buriti+murumuru) decreases formation of lipid oxidation compounds and volatile compounds leads to lower lipid and protein oxidation.

Keywords: *Mauritia flexuosa*, *Astrocaryum murumuru*, enzymatic esterification, fish nutrition.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1. Fruto do buriti	15
Figura 2. Fruto do murumuru.....	16
Figura 3. Representação esquemática da reação transesterificação ou interesterificação enzimática.	18
Figura 4. Representação esquemática das etapas da oxidação lipídica.	21
Figura 5. Formação dos compostos voláteis através da oxidação lipídica.	23
Figura 6. Análise sensorial de filés de jundiá cozidos alimentados com diferentes fontes lipídicas.....	47
Figura 7. Alterações nos valores de dienos conjugados (CD) de filés de peixes durante armazenamento congelado.....	67
Figura 8. Alterações nos valores de peróxidos (PV) de filés de peixes durante armazenamento congelado.....	67
Figura 9. Alterações nos valores de TBARS de filés de peixe durante armazenamento congelado.....	68
Figura 10. Alterações nos valores de C22:6n3 de filés de peixes durante armazenamento congelado.....	68
Figura 11. Alterações nos valores de ácidos graxos livres (AGL) de filés de peixes durante armazenamento congelado.....	69
Figura 12. Alterações na carbonilação proteica de filés de peixes durante armazenamento congelado.....	69
Figura 13. Alterações dos grupos sulfídrilicos de filés de peixes durante armazenamento congelado.....	Erro! Indicador não definido.
Figura 14. Alterações de cor (ΔE) dos filés durante tempo de congelamento.....	70

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Formulação e composição centesimal das dietas contendo diferentes fontes lipídicas.....	44
Tabela 2. Crescimento de jundiás alimentados com dietas contendo diferentes fontes lipídicas.	44
Tabela 3. Composição centesimal (g/100g) de filés de jundiá alimentados com dietas contendo diferentes fontes lipídicas	45
Tabela 4. Perfil de ácidos graxos (% do total de ácidos graxos) de dietas contendo diferentes fontes lipídicas	45
Tabela 5. Perfil de ácidos graxos (% do total de ácidos graxos) de filés de jundiá alimentados com dietas contendo diferentes fontes lipídicas.....	46
Tabela 6. Compostos voláteis de filés de jundiá alimentados com dietas contendo diferentes fontes lipídicas.....	48
Tabela 7. Alterações no perfil de textura de filés de jundiá durante armazenamento congelado.....	71

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

AGE - ácidos graxos essenciais
AGL - ácido graxo livre
ALA - ácido alfa linolênico
BHT – butil hidroxi tolueno
BM – dieta contendo mistura de óleos de buriti e murumuru *in natura*
BME – dieta contendo mistura de óleos de buriti e murumuru esterificados enzimaticamente
Car/PDMS - carboxen/polydimethyl siloxane
CD – dienos conjugados
CLA - ácido linolênico conjugado
DHA - ácido docosaexaenóico
DHA – ácido docosaexanóico
DPA – ácido docosapentaenóico
EPA - ácido eicosapentaenóico
EROS - espécies reativas ao oxigênio
FAME – ester metílico de ácido graxo
FID – detector de ionização em chama
GC – cromatografia a gás
GC/MS – cromatografia a gás acoplada a espectrômetro de massas
HS-SPME – microextração em fase sólida no modo headspace
MDA - malondialdeído
MUFA - ácido graxo monoinsaturado
PEG – polietileno glicol
PUFA – ácido graxo poliinsaturado
RI – índice de retenção
SFA – ácido graxo saturado
SO – dieta contendo óleo de soja
TAG – triacilglicerol
TBARS - substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico

LISTA DE ANEXOS E APÊNDICES

ANEXO A - Ficha de análise sensorial fornecida aos julgadores, quanto aos parâmetros de cor, sabor e odor.	86
ANEXO B - Termo de consentimento livre esclarecido fornecido aos julgadores da análise sensorial.....	87

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO	13
Nutrição de peixes e qualidade da carne	13
Óleos de frutos da Amazônia	14
Óleo de soja.....	16
Interesterificação enzimática.....	17
Jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>).....	18
Armazenamento de filés e oxidação	19
Compostos voláteis em pescado	22
OBJETIVOS	24
DESENVOLVIMENTO	25
ARTIGO 1 – THE IMPACT OF SUPPLEMENTATION WITH AMAZONIAN FRUIT OILS ON GROWTH AND CHEMICAL COMPOSITION OF SILVER CATFISH FILLETS	25
1. Introduction	28
2. Materials and methods.....	29
3. Results.....	33
4. Discussion	35
5. Conclusions	39
6. References	39
ARTIGO 2 – INFLUENCE OF SUPPLEMENTATION WITH AMAZONIAN OILS ON OXIDATIVE STABILITY OF <i>Rhamdia quelen</i> FILLETS DURING FROZEN STORAGE	49
1. Introduction	52
2. Material and Methods	53
3. Results and discussion	57
4. Conclusions	61
5. References	61
3 DISCUSSÃO GERAL	72
CONCLUSÃO	77
ANEXOS	85

INTRODUÇÃO

Nutrição de peixes e qualidade da carne

No Brasil, o consumo anual de pescado vem aumentando devido a procura por alimentos que contribuem para a manutenção da saúde. A produção de pescado no ano de 2011 foi estimada em 1,4 milhões de toneladas, sendo que aproximadamente 50% foi obtida por cultivo em cativeiro (BRASIL, 2012). A produção de pescado com características nutricionais desejáveis para o consumo humano é dependente de fatores como manuseio, captura e alimentação (KUBITZA,1999). A alimentação pode ser considerada um dos principais fatores, pois a composição das dietas está intimamente relacionada à alterações nas características físico-químicas e sensoriais.

Dietas artificiais para peixes devem possuir quantidades adequadas de proteínas, lipídios, minerais e carboidratos, sendo de importância fundamental na qualidade da carne do pescado (COLDEBELLA; RADÜNZ NETO, 2002; MELO et al., 2001). A fração lipídica da dieta tem função vital na alimentação dos peixes, uma vez que supre as necessidades energéticas e de ácidos graxos essenciais (AGE) para o desenvolvimento. A quantidade e qualidade dos ácidos graxos adicionados exercem influência na composição final do pescado. A combinação de ácidos graxos de cadeia insaturada na ração é responsável pela presença de precursores de eicosanóides e manutenção da integridade de membranas celulares (FARKAS et al., 1978; HALILOGLU et al., 2003; LOSEKANN et al., 2008; SARGENT, et al., 1999).

As exigências de ácidos graxos para alimentação de peixes variam conforme a espécie, fase de desenvolvimento e adaptação aos diferentes condições ambientais (SARGENT et al.,1999). A variabilidade de fontes e a quantidade de lipídios utilizada acarretam em alterações da quantidade de proteína e gordura depositadas na carcaça de peixes de água doce, como jundiás (MELO et al., 2001). A quantidade de gordura presente também exerce influência nos parâmetros de crescimento. Uma dieta contendo 14% de lipídios resultou em maior crescimento corporal dos peixes do que a inclusão de 8% de lipídios da mesma fonte (SALHI et

al., 2004). Dietas contendo isômeros do ácido linolênico conjugado (CLA) combinados com óleo de peixe apresentaram melhor taxa de crescimento corporal e maior inclusão de CLA no filé do pescado (MANNING et al., 2006).

O óleo de peixe é amplamente utilizado nas dietas piscícolas, como principal fonte lipídica, devido à composição rica em ácidos graxos insaturados essenciais. Porém, a sua inclusão na dieta humana visando proteção e prevenção às doenças cardiovasculares e Alzheimer, acarretou em elevações no seu custo de obtenção, refletindo-se numa menor disponibilidade (KRIS-ETHERTON et al., 2002; LUKIW; BAZAN, 2008). Sendo assim, a necessidade de se utilizar fontes lipídicas abundantes e de menor custo na nutrição animal impulsionou a busca por óleos vegetais de maior disponibilidade e menor sazonalidade. Obviamente, estas fontes alternativas devem garantir efeitos otimizados para o desempenho e manutenção da qualidade do pescado (KAUSHIK, 2004).

O ácido linolênico (ALA) é de grande importância na dieta de peixes pela sua conversão em ácidos graxos eicosapentanóico (EPA) e docosaexanóico (DHA). Essa transformação ocorre através da alongação e dessaturação que acontece no fígado do animal (GREENE; SELIVONCHICK, 1990; ZHENG et al., 2004). Os ácidos graxos EPA e DHA são precursores de eicosanóides. Eicosanóides são ácidos graxos da família n-3 e n-6, cujo consumo traz benefícios à saúde. Estes ácidos graxos insaturados atuam na prevenção de doenças cardiovasculares e inflamatórias, havendo melhorias no sistema imunológico (DAWCZYNSKI et al., 2013; GREENE et al., 2011).

Dessa forma, uma fonte lipídica considerada de qualidade é aquela que fornece os ácidos graxos necessários para proporcionar o crescimento saudável e a prevenção de doenças nos animais (HALVER, 2002).

Óleos de frutos da Amazônia

A região amazônica é conhecida pela sua grande biodiversidade, principalmente no que tange à variedade de plantas exóticas ricas em compostos bioativos, com amplo interesse das indústrias de alimentação e uso medicinal

(FREITAS et al., 2004). Frutos extraídos da Amazônia, como o buriti e o murumuru, tem sido foco de estudos para implantação de novos produtos no mercado. Nesta sessão, trataremos do buriti e murumuru, com enfoque na utilização dos lipídios extraídos destes frutos na suplementação de dietas para peixes.

Buriti

O buriti (*Mauritia flexuosa*) é um fruto globuloso-alongado com polpa alaranjada, casca escamosa e uma amêndoa em seu interior, comumente encontrado na região amazônica e cerrado brasileiro (SOUZA, 1995; TAVARES et al., 2003; Figura 1). A presença de vitaminas A, B, C, E, carotenóides, polifenóis, proteínas, minerais (cálcio e ferro) e até mesmo fitoesteróis tornam este fruto um ingrediente com alto valor agregado, sendo considerado um alimento funcional (COSTA et al., 2010; MANHÃES; SABAA-SRUR, 2011; SILVA, 2002). Da polpa do buriti é extraído o óleo, composto principalmente por ácido palmítico e por ácidos graxos da família n-9, como o ácido oléico, o qual promove benefícios à saúde, auxiliando na redução do colesterol LDL e prevenindo doenças cardiovasculares (GUSTONE, 2002; MANHÃES, 2007; SEN et al., 2006).



Figura 1. Fruto do buriti

Fonte: <http://www.nutriçãofoco.com.br>

Murumuru

O murumuru (*Astrocaryum murumuru*) é originado de uma espécie de palmeira encontrada na região amazônica, próxima ao Rio Amazonas ou em regiões úmidas e alagadas de clima temperado (SILVA, 1996; Figura 2). No estágio de maturação, este fruto apresenta-se com coloração avermelhada e polpa amarelada, que envolve uma amêndoa bastante rígida. A parte do fruto mais utilizada para o consumo é a amêndoa contida no interior da semente, composta de aproximadamente 27% de óleo que, embora comestível, tem uso majoritário na indústria de cosméticos (MAMBRIM; BARRERA-ARELLANO, 1997; SILVA, 1996). O óleo extraído da amêndoa solidifica-se rapidamente e por esse motivo é chamado de manteiga de murumuru. Os ácidos graxos encontrados em maior quantidade nesta manteiga são o láurico, oléico e o mirístico (LICHTFIELD, 1970).



Figura 2. Fruto do murumuru.

Fonte: <http://www.mosqueiroambiental.blogspot.com.br>

Óleo de soja

O óleo de soja é um produto que tem amplo espaço no mercado, seja pelo consumo doméstico e industrial. Em comparação com outros tipos de óleos comercializados, este é o mais produzido mundialmente. Além disso, sua inclusão

na dieta de peixes resultou em efeitos positivos quanto ao desempenho e composição lipídica do pescado (REGOST et al., 2003; PENG et al., 2014).

O óleo de soja tem composição lipídica bastante favorável à nutrição de peixes, pois é composto por 21,7% de ácido oléico (C18:1n-9) e 52,9% de ácido linoléico (C18:2n-6) (RORA et al., 2005). Ainda, esse óleo possui isômeros de tocoferol que são precursores de Vitamina E (WANG, 2002). Desta forma, a utilização de óleo de soja na dieta para peixes mostra-se eficiente como substituto a outras fontes lipídicas de maior custo e menor disponibilidade, como o óleo de peixe.

Interesterificação enzimática

Os lipídios são compostos importantes na dieta humana e animal, contudo a qualidade e estabilidade são dependentes da composição de ácidos graxos, causando interferência na estrutura, aroma e sabor dos produtos aos quais são adicionados (O'BRIEN, 1998). A interesterificação ou transesterificação é um processo de modificação de gorduras que beneficia a estabilidade e as propriedades físico-químicas, como a textura, devido a alterações nos cristais de gordura, elevando a qualidade do produto final. Lipídios modificados estão sendo utilizados na produção de fontes lipídicas alternativas, sendo uma das aplicações a substituição da manteiga de cacau em determinados produtos (AGUEDO, 2009; PORTE, 1999). A vantagem deste tratamento em comparação com a hidrogenação é que não são formados isômeros *cis* ou *trans*, pois a composição química dos ácidos graxos não é alterada e há maior estabilidade na gordura formada (ORDÓÑEZ, 2005).

Neste processo ocorre a hidrólise de um triacilglicerol (TAG), com a remoção de um ácido graxo. Após, há recombinação aleatória de outro ácido graxo no grupamento hidroxila da molécula de glicerol, ocupando o lugar daquele removido anteriormente. Este rearranjo pode ocorrer entre moléculas de diferentes TAGs ou na mesma cadeia, havendo modificações nas características físicas do óleo e/ou gordura, pois há dependência da estrutura e distribuição dos ácidos graxos presentes na molécula de triglicerídeo (LINDEN; LORIENT, 1996; MARANGONI; ROUSSEAU, 1995; ORDÓÑEZ, 2005).

Transesterificação (reação de éster com éster)

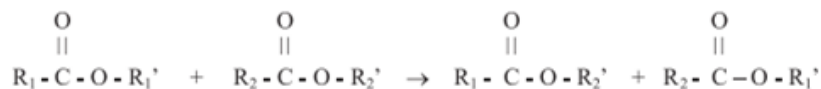


Figura 3. Representação esquemática da reação transesterificação ou interesterificação enzimática.

Fonte: Carvalho et al., 2003. Revista Química Nova. Direitos autorais dispensados pela Sociedade Brasileira de Química.

Esse rearranjo de óleos e gorduras pode ser realizado quimicamente, com o uso de catalisadores metálicos ou enzimaticamente, com o uso de enzimas como as lipases. O processo enzimático vem sendo amplamente utilizado, pois traz o benefício de ocorrer em menos etapas reacionais e não necessitar de tratamentos posteriores à formação do produto, já que o método químico exige a realização de lavagens e purificação (HUSUM et al., 2004). Além disso, há perda de tocoferóis e tocotrienóis pelo método químico e maior retenção destes compostos pelo método enzimático, juntamente com o aumento da estabilidade oxidativa (GIBON, 2011). As enzimas atuam na hidrólise das ligações éster dos triacilgliceróis e também auxiliam na reação reversa, ou seja, no momento de ligar os ácidos carboxílicos novamente e formar novas ligações éster (CARVALHO, 2003; GANDHI, 1997; VILLENEUVE, 2000). Desta forma, é possível verificar a importância da utilização de fontes mais estáveis na dieta de peixes, com o intuito de aumentar a estabilidade oxidativa das rações e proporcionar melhor qualidade à dieta. Além disso, uma composição lipídica rica em ácidos graxos de boa qualidade e vitaminas pode melhorar o desempenho dos peixes durante o cultivo, bem como a qualidade da carne.

Jundiá (*Rhamdia quelen*)

O jundiá é uma espécie pertencente à classe: *Osteichthyes*, série: *Teleostei*, ordem: *Siluriformes*, família: *Pimelodidae*, gênero: *Rhamdia*, e espécie: *Rhamdia quelen* (SILFVERGRIP, 1996). O hábito deste peixe dulcícola é viver junto à vegetação de lagos e poços fundos dos rios, em lugares escuros com águas calmas

(BALDISSEROTTO; RADÜNZ NETO, 2004). Há grande vantagem para o cultivo desta espécie em relação a outras, por se adaptar a faixas variáveis de temperatura e possuir resistência ao manejo (CARNEIRO, 2005; GOMES et al., 2000).

O jundiá é um peixe de couro, cuja coloração varia de marrom-avermelhado a cinza escuro no dorso e nas nadadeiras, e de ventre branco, podendo apresentar aspecto amarelado. A espécie possui caráter alimentar onívoro, noturno, com tendência a carnivorismo, consumindo principalmente crustáceos, insetos e peixes (BALDISSEROTTO; RADÜNZ NETO, 2004). A rápida adaptação à alimentação artificial e a boa conversão alimentar faz do jundiá uma espécie de grande interesse para o cultivo em larga escala (FRACALLOSSI et al., 2002).

Quanto ao pescado, a carne caracteriza-se por ser saborosa e não possuir espinhos intramusculares, facilitando a retirada de filés (MEYER; FRACALLOSSI, 2005). Do ponto de vista nutricional, a carne de jundiá possui um alto valor agregado, devido à sua composição em proteínas variar de 12 a 18%. O teor de gorduras é um pouco variável (2,5 a 5,7%), contudo a composição química pode alterar devido a muitos fatores como espécie, idade do animal, sexo, estação do ano, fatores ambientais e alimentação (KUBOTA; EMANUELLI, 2004). Além disso, a composição lipídica de pescados é rica em ácidos graxos insaturados, apresentando o ácido oléico, o ácido linoléico e o ácido palmítico (30, 19 e 25% do total de ácidos graxos) como compostos majoritários. Os ácidos docosapentaenóico (DPA) e o docosaexaenóico (DHA) foram detectados em concentrações de 1,2 e 3,9%. Essa variação está majoritariamente relacionada ao perfil de ácidos graxos consumidos pelos animais nas distintas condições de cultivo (EMANUELLI; PICCOLO, 2013; WEBER et al., 2008).

Armazenamento de filés e oxidação

Anteriormente ao abate, práticas de manejo dos peixes devem ser realizadas de forma cautelosa, pois podem ocasionar o estresse oxidativo, implicando em prejuízos à qualidade nutricional do pescado (MACEDO-VIEGAS; SOUZA, 2004).

Após o abate, o pescado é suscetível a alterações microbiológicas e químicas, como a hidrólise e a degradação de lipídios (GALVÃO; OETTERER, 2014).

A composição do pescado, rica em ácidos graxos monoinsaturados (MUFA) e poliinsaturados (PUFA), caracteriza este alimento como mais suscetível a alterações químicas em comparação a outros tipos de carnes. O congelamento do pescado é um método de inibir a deterioração microbiológica e retardar a oxidação lipídica. A degradação de lipídios ocorre espontaneamente mesmo a baixas temperaturas, já que requerem baixa energia de ativação para ocorrer. Além disso, essas reações resultam em diminuição da qualidade da carne, uma vez que a oxidação causa degradação de vitaminas lipossolúveis, alterações na textura, cor, odor e valor nutritivo (JENSEN et al., 1998; SILVA et al., 1999).

Juntamente com a deterioração lipídica, ocorrem reações de ação de lipases e fosfolipases, que são enzimas responsáveis pela hidrólise lipídica. Os produtos das reações de lipólise e/ou hidrólise são moléculas de monoglicerídeos, diglicerídeos e ácidos graxos livres (AGL) (ACKMAN; TAKEUCHI, 1986; ZAMBUCHINI et al., 2008; AUBOURG, 2001). Outros meios de catálise são: a presença de metais (cobre, ferro, níquel, cobalto e manganês), metaloproteínas, grupos heme, oxigênio, uso de elevadas temperaturas e luz (RODRIGUEZ-ESTRADA, 1997; ORDÓÑEZ, 2005).

A reação de degradação dos lipídios é iniciada e propagada pelas espécies reativas ao oxigênio (EROS) (Figura 3) como os radicais hidroxila, superóxido, peroxila, moléculas de peróxido de hidrogênio e oxigênio singlete, que levam à decomposição dos fosfolipídios constituintes das membranas celulares (RUFF et al., 2004). As reações de oxidação lipídica ocorrem em três diferentes estágios: a iniciação, a propagação e a terminação.

Na iniciação, os ácidos graxos insaturados são suscetíveis ao ataque do oxigênio, levando à formação de radicais livres, os quais são compostos altamente instáveis. A formação deste radical ocorre devido à molécula do ácido graxo perder um hidrogênio do carbono alílico. Os compostos formados são denominados de radicais alquil, pois possuem um elétron livre e, por este motivo, a espécie é considerada altamente reativa e instável. Este radical se estabiliza por ressonância, ou seja, pela deslocalização da ligação dupla dos PUFAs, de modo a formar dienos conjugados. A combinação de outras moléculas de oxigênio ocorre para estabilizar a

molécula do lipídio e, o que leva à formação de peróxidos (DAMODARAN et al., 2010; ORDÓÑEZ, 2005; TOLEDO et al., 1985).

Na fase de propagação, o radical livre anteriormente gerado interage com o oxigênio da atmosfera, formando um radical peroxila ou peróxido, que reage com a cadeia acil de outro ácido graxo retirando um átomo de hidrogênio, transformando-se em hidroperóxido. Essa reação pode ocorrer inúmeras vezes desencadeando um processo em cadeia. No início os peróxidos formados se acumulam, porém sua instabilidade acarreta em decomposição e diminuição do conteúdo para formar de substâncias mais estáveis (ORDÓÑEZ, 2005).

Na fase de terminação há quebra dos hidroperóxidos em reações secundárias de oxidação, resultando em substâncias mais estáveis como hidrocarbonetos, ácidos graxos de cadeia curta e compostos voláteis. Estes produtos são identificados ou dosados como substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS), onde o malondialdeído (MDA) é o principal aldeído formado na etapa de terminação das reações de oxidação (APPELQVIST, 1996; FAO, 2003; FENNEMA, 2000; KAMAL-EDIN; ORDÓÑEZ, 2005). Os aldeídos e cetonas formados como produto final das reações de autooxidação de lipídios causam a rancidez do alimento, responsáveis pela formação de *off-flavors*. Como consequência dessas reações ocorrem alterações na coloração, na textura e no perfil lipídico do produto, acarretando em redução da qualidade e da vida útil do pescado (KUBOTA; EMANUELLI, 2004; SHAHIDI, 1998).

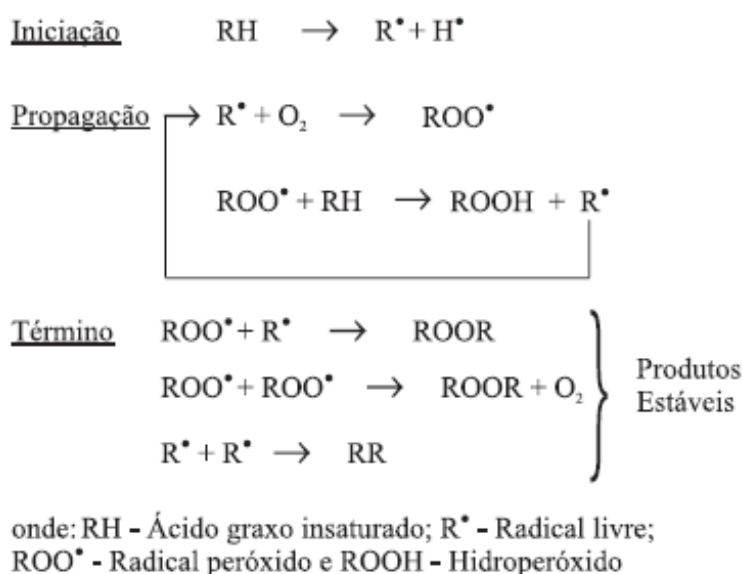


Figura 4. Representação esquemática das etapas da oxidação lipídica. Reproduzido de *Química Nova*, 2006, 29, 755, sob permissão da © Sociedade Brasileira de Química.

Em acréscimo, os ácidos graxos livres, o malonaldeído e outros compostos formados pela via de oxidação e hidrólise lipídica podem reagir com proteínas, resultando na sua oxidação e desnaturação. A consequência dessa reação pode ser observada com as alterações que ocorrem na textura do pescado, devido a fatores como diminuição na solubilidade de proteínas miofibrilares e alterações na atividade enzimática (SIKORSKI, 1976; 1978).

Além da autooxidação lipídica, no armazenamento de peixes ocorre também a degradação de proteínas através das espécies reativas do oxigênio (EROS). A oxidação proteica em carnes é caracterizada por alterações nas concentrações dos grupamentos sulfidrílicos, também chamados de tióis, e grupamentos carbonil ou proteínas carboniladas. Essas alterações refletem em impactos na qualidade da carne e dos produtos cárneos (XIONG, 2000).

Os grupos carbonil (presentes em aldeídos e cetonas) são formados irreversivelmente por modificações em resíduos de aminoácidos, levando à redução das propriedades das proteínas (HEADLAM; DAVIES, 2002; STADTMAN, 1992). A formação dos grupos carbonila pode ocorrer por vários meios. O principal caminho da formação destes compostos em carnes é a presença de EROS, metais catalisadores das reações de oxidação, como o ferro, e sistemas oxidantes de lipídios (RODRIGUEZ-ESTRADA, 1997). Quando a carne está armazenada sob congelamento, vários fatores podem interferir ou provocar as reações de formação de carbonilas. Dentre elas, cita-se a ocorrência de reações de oxidação lipídica e a temperatura de armazenamento (SOYER et al., 2010).

Compostos voláteis em pescado

Dentre os parâmetros sensoriais, o odor é um dos atributos mais avaliados por indicar o frescor e a qualidade de produtos alimentícios (HALLIER et al., 2004). A qualidade do pescado está relacionada a características externas (aparência, textura e flavor) e internas (químicas, físicas, microbiológicas e segurança). Alterações internas estão relacionadas às externas e são indicativas do frescor e da vida útil de pescados comestíveis (HARDY; LEE, 2010; IGLESIAS et al., 2009). Compostos

voláteis são utilizados para identificar o frescor de pescado, bem como o nível de contaminação microbiológica e a deterioração lipídica, através da identificação dos *off-flavors* (IGLESIAS et al., 2009; REFSGAARD et al., 1999). Os pescados frescos são caracterizados por compostos que conferem odores leves e delicados, que lembram herbáceo, melão, plantas marinhas, entre outros (DURNFORD; SHAHIDI, 1998).

Os compostos voláteis que caracterizam odor de ranço em alimentos são produtos das reações de oxidação lipídica, como os aldeídos e cetonas. Enquanto ocorrem as reações de degradação lipídica, há formação de compostos secundários. Entre esta classe de compostos estão os aldeídos, como pentenal, hexenal, heptenal; os álcoois, como 1,3-pentanol, 1,3-octenol; e as cetonas, tais como octadienona e nonadienal. Essas moléculas são as principais responsáveis pelo odor de ranço encontrado nas matrizes lipídicas onde as reações de oxidação foram completas (JOSEPHSON et al., 1984; MILO; GROSCH, 1993). A formação destas estruturas se faz pela quebra de partes das moléculas de ácidos graxos insaturados. Há o auxílio das lipoxigenases, formando compostos de tamanho de cadeia menor e baixo peso molecular, caracterizados pelo alto potencial de volatilização (DAMODARAN et al., 2010).

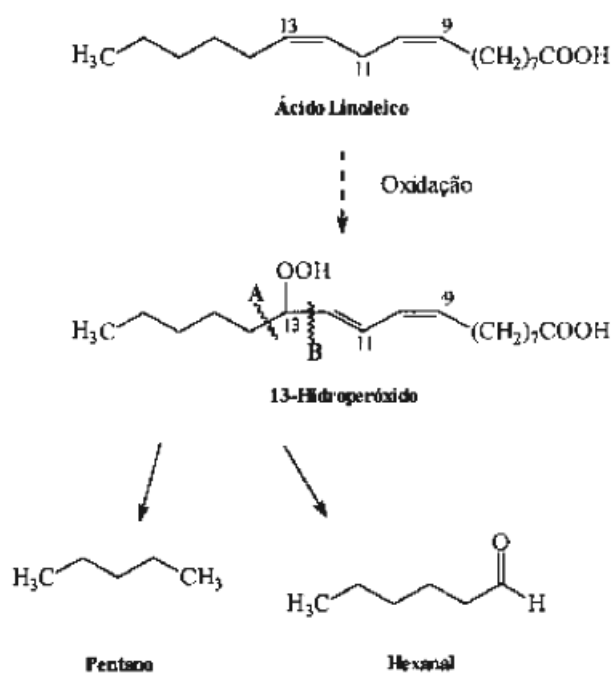


Figura 5. Formação dos compostos voláteis através da oxidação lipídica. Reproduzido de *Quím. Nova* 1999, 22, 94, sob permissão da [®]Sociedade Brasileira de Química.

1 OBJETIVOS

1.1 Geral

Avaliar a eficiência da suplementação na dieta de jundiás com mistura de óleos de buruti e murumuru, *in natura* ou esterificado enzimaticamente, sobre respostas biológicas, composição química, estabilidade oxidativa e características sensoriais de filés.

1.2 Específicos

- Determinar o desempenho e a composição química dos filés de jundiás suplementados por oito semanas com mistura de óleos;
- Avaliar a oxidação lipídica e proteica nos filés de jundiás suplementados com mistura de óleos;
- Verificar a aceitação sensorial quanto à cor, odor e sabor, dos filés de jundiás suplementados com mistura de óleos;
- Caracterizar compostos voláteis nos filés cozidos de jundiás suplementados com mistura de óleos.

2 DESENVOLVIMENTO

2.1 Artigo 1

THE IMPACT OF SUPPLEMENTATION WITH AMAZONIAN FRUIT OILS ON THE GROWTH AND CHEMICAL COMPOSITION OF SILVER CATFISH FILLETS

**Artigo em fase de revisão pelos autores para ser submetido à revista
Aquaculture**

(configurado conforme as normas da revista)

The impact of supplementation with Amazonian fruit oils on growth and chemical composition of silver catfish filets

Caroline Sefrin Speroni^a, Jossiê Zamperetti Donadel^a, Fernanda Rodrigues Goulart^b, Gabriela Alves Macedo^c, Roger Wagner^a, Leila Picolli da Silva^b, Tatiana Emanuelli^a

^aDepartment of Food Technology and Science, Center of Rural Sciences, Federal University of Santa Maria, Camobi, 97105-900, Santa Maria, RS, Brazil.

^bDepartment of Animal Science, Center of Rural Sciences, Federal University of Santa Maria, Camobi, 97105-900, Santa Maria, RS, Brazil.

^cDepartment of Food and Nutrition, Faculty of Food Engineering, University of Campinas, Rua Monteiro Lobato 80, Caixa Postal 6121, 13083-970, Campinas, SP, Brazil.

Corresponding author. Tel: +55 55 3220 8365

E-mail address: leilasliva@yahoo.com.br

Abstract

This study was aimed to evaluate the impact of supplementation with blends of buriti and murumuru oils on the growth and chemical composition of silver catfish fillets. The female specimens were distributed in 6 ponds that were allocated to three experimental treatments (diets). Three experimental diets (with 5% fat, m/m) were tested, in which one contained soybean oil and the others contained a blend of buriti+murumuru oils (70:30, m/m) either *in natura* or enzymatically esterified. The results indicate that inclusion of enzymatically interesterified blend of buriti+murumuru oil in diet increased the final weight, total biomass and specific growth rate of silver catfish. The supplementation with Amazonian oils yielded fish fillets that had proximate composition similar to that yielded by soybean oil supplementation. The composition of fatty acids in the muscle fish was closely related to the composition of the diet. Diets containing the amazon fruit oils also showed higher levels of monounsaturated fatty acid than polyunsaturated fatty acid. The supplementation with blends from Amazonian oils did not change the odor preference of fillets compared to soybean oil supplementation. The fillets from fish that received the enzymatically interesterified blend of Amazonian oils had lower taste preference score than the soybean oil group, and lower color preference than the non-esterified blend of Amazonian oils. The small amount volatile compound detected in fillets indicates its freshness. Hexanal was among the volatile compounds that were most changed due to the changes in the dietary source of lipid in the present study. Concluding, supplementation with blends of Amazonian oils yielded lower levels polyunsaturated fatty acids and lipid oxidation volatile products in fillets compared to soybean oil supplementation.

Keywords: *Mauritia flexuosa*, *Astrocaryum murumuru*, soybean oil, hexanal.

1 Introduction

The diet of the fish is responsible for the significant changes in the sensory characteristics of the final product as changes in the feed composition may affect the color, odor and flavor of fish flesh (Hardy and Lee, 2010). Fish oil that is the main source of fat for commercial fish feed has a high cost and limited supply. Thus, there is a great interest in finding alternative lipid sources that could substitute the fish oil, while either maintaining animal growth performance and meat quality (Cantelmo, 1989). Some vegetable lipid sources have yielded good fish growth performance and meat quality assessed as the sensory acceptability and volatile compounds profile (Grigorakis et al., 2009; Turchini, 2007). Soybean oil has been demonstrated to be a suitable substitute for fish oil in diets for turbot and silver catfish (Regost, et al., 2003; Losekann et al., 2008).

Changes in feed composition have been shown to affect meat flavor due to changes in the profile of the volatile compounds found in the meat (Donadel et al., 2013). As the food flavor is largely associated to the quality of the product and determines consumer's acceptance (Hallier et al., 2004) special attention must be given to this sensory characteristic when modifying the animal's diet. However, studies on novel ingredients for fish diet usually pay little attention to the changes in volatile compounds and the sensory acceptability of flesh.

The variety of plants that can be a source of fatty acids in diets is quite broad and should be explored. The oils from Amazonian plants have been scarcely explored for animal diet yet but they have nutritional potential for use in animal diet and may improve the nutritional value of fish flesh. Lipids from buriti (*Mauritia flexuosa*) and murumuru (*Astrocaryum murumuru*) may be an alternative for replacing fish oil in fish feed due to its rich composition of fatty acids, vitamins and bioactive compounds. Buriti oil is composed mainly of oleic, palmitic and n-9 fatty acids, vitamins A, B, C and E, carotenoids and polyphenols (Gunstone, 2002; Mambrim and Barrera-Arellano, 1997), whereas murumuru butter consists mainly on lauric, myristic and oleic acid (Lichtfield, 1970).

Interesterification has been used to increase the stability of fats and oils by changing the original triacylglycerol composition. This modification results mainly in better nutritional and sensory properties (flavor, texture, appearance) (Linden and

Lorient, 1996; Marangoni and Rousseau, 1995). Enzymatic interesterification has been shown to increase tocopherol and tocotrienols, which may contribute to delay the oxidation. These compounds decrease in chemical interesterification reactions (Gibon, 2011).

This study was aimed to evaluate the impact of supplementation with blends of buriti and murumuru oils on the growth and chemical composition of silver catfish fillets. Silver catfish (*Rhamdia quelen*) has been chosen because it is a freshwater species of great interest for large-scale cultivation in South America due to its rapid adaptation to dietary changes and good feed conversion with artificial diets (Fracalossi et al., 2002). Silver catfish are palatable, have no intramuscular bones and their fatty acid profile may be modified by the fish feed (Emanuelli and Piccolo, 2013).

2 Materials and methods

2.1 Fish treatment

The experiment was conducted at the Department of Animal Science at Federal University of Santa Maria - Brazil and the research protocol was approved by the local research ethics committee (protocol number 113/2013). Forty-eight female specimens of silver catfish (*Rhamdia quelen*) (202.0 ± 2.9 g body weight) were distributed in 6 ponds (280 l water capacity) that were allocated to three experimental treatments (diets) with two repetitions each, resulting in 16 animals per treatment. Isonitrogenous (32% crude protein) and isocaloric (3600 kcal/kg diet) feed diets were offered twice daily until apparent satiation. The formulation of the diets was similar for all treatments except for the fat source (Table 1). Three experimental diets (with 5% fat, m/m) were tested, in which one contained soybean oil (SO) and the others contained a blend of buriti+murumuru oils (70:30, m/m) either *in natura* (BM) or enzymatically esterified (BME). Enzymatic interesterification reaction was performed using Lipozyme TL IM (Novozymes) as described by Speranza et al. (2015).

The experimental units were cleaned twice a day to remove leftover food. After 8-week feeding with the experimental diets, fish were slaughtered by immersion in ice-water slurry (1:1 m/v), washed in chlorinated water (5 ppm) and filleted. Fillets were washed with tap water to remove adhering blood and were stored in polypropylene container sat -80°C until the sensory and volatile compounds analyses.

For animal performance analysis, some parameters were calculated as the feed intake (%/day/fish), specific growth rate (%/day), feed conversion ratio and feed efficiency (%).

$$\text{Specific growth rate (\%/day)} = \frac{[\ln(\text{final weight}) - \ln(\text{initial weight})]}{\text{Feeding time (days)}} \times 100$$

2.2 Proximate composition

The moisture content of fillets and diets was determined at 105°C, the ash content was determined at 550°C, and crude protein (Nx6.25) was determined by the micro-Kjeldahl procedure (AOAC, 1995). Fat was extracted using chloroform and methanol, as described by Bligh and Dyer (1959). The chemical composition was evaluated in fresh raw fillets, with three replicates per treatment. The fraction of total carbohydrate in diets was determined by the difference of the other components (100 - [moisture + ash + crude protein + fat]).

2.3 Sensory analysis

The preference ranking test was used to evaluate color, flavor and odor attributes (Meilgaard et al., 1991). The research study was approved by the local Research Ethics Committee (CAAE 25609313.3.0000.5346) and all the panelists gave their informed consent prior to their inclusion in the study.

Thirty untrained panelists evaluated the silver catfish fillets cooked without additives or spices. The panelists were instructed to cleanse their palates with tap

water between samples. Approximately 10 g of fillet samples were wrapped in waxed paper, coded, cooked for 17 s in a domestic microwave oven (Panasonic) at power 10, and immediately offered to the panelists at a random order. Each panelist were asked to evaluate color, taste and odor attributes by ranking samples according to the decrease of preference, so that the most preferred sample received the highest score.

2.4 Extraction and analysis of volatile compounds

Immediately after being cooked in a microwave oven as described in section 2.3 5 g fillets were weighed into a 20 mL vial that was closed with a septum screw cap containing PTFE/silicon. Car/PDMS (carboxen/polydimethylsiloxane, 75 μ m \times 10mm, Supelco, Bellefonte, PA, USA) fiber coating was used to extract the volatile compounds from the food matrix by the solid phase microextraction technique in the headspace between the sample and the sealed vial (HS-SPME). The fiber was previously preconditioned according to the manufacturer's instructions. Prior to extraction, the vial containing the sample was weighed and placed in a water bath at 50°C for 10 min to achieve the thermal equilibrium. The extraction of volatile compounds was performed exposing the fiber in the headspace for 45 min in a water bath at 50°C. After the extraction, the fiber was removed from the vial and inserted into the injector port of the gas chromatograph (GC) for thermal desorption of compounds.

Volatiles compounds were separated and identified on a GC coupled to a mass spectrometer (GC/MS) QP-2010 Plus model (Shimadzu Corporation, Kyoto, Japan). The thermal desorption of fiber compounds occurred in the model gun split/splitless GC at 250°C in the splitless mode using an inserter 0.75mm internal diameter, and the fiber was maintained within the injector exposed for 10 min, aiming to eliminate the memory effect. The temperature of the interface and the detector were maintained at 230°C. Volatile compounds were separated on a capillary column polar phase polyethylene glycol (PEG), Chrompack-WAX 52 CB 60m \times 0.25mm i.d. \times 25 μ m (VarianChrompack). The carrier gas was He at constant flow of 1.2 ml min⁻¹. The program of the ramp column temperature started at 35°C, lasting for 2 min,

increasing to 80°C at a rate of 2°C min⁻¹. Then, temperature was increased to 150°C at 4°C min⁻¹, and subsequently to 230°C at 8°C min⁻¹, remaining isothermic for 5 min. The quadrupole mass analyzer was run in electron ionization mode (EI) at 70 eV and operated in scan mode, monitoring the molecular masses 40-350 m/z. Identification of volatile compounds was performed by combining the spectra of unknown mass with those provided by the library (National Institute of Standards and Technology-NIST 05) and comparison of experimental retention index (RI) with the literature (Acree and Heinrinch, 2014; El-Sayed, 2014). A series of n-alkanes (C6-C24) was analyzed under the same conditions to obtain the RI values.

2.5 Fatty acid profile

Fat was extracted using chloroform and methanol, as described by Bligh and Dyer (1959) and then methylated according to Hartman and Lago (1973), using methanolic solution of KOH for saponification and subsequent esterification with methanolic solution of H₂SO₄. An Agilent Technologies GC (HP 6890) coupled to a capillary column SP-2560 (poly)biscyanopropyl siloxane (100 m x 250 µm x 0.20 µm, Supelco, Bellefonte, PA, USA) and flame ionization detector (FID) was used to quantify the fatty acid methyl esters (FAME). The temperature of the detector and injection systems were set at 250°C. Sample (1 µl) was injected at 50:1 split ratio using nitrogen as the carrier gas at a flow rate of 0.9 ml/min. The running time was 54.67 min. The oven temperature started at 90°C and then was raised to 170°C at a rate of 6°C/min, hold for 2 min, raised to 185°C at 3°C/min, hold for 6 min and finally raised to 240°C at 3°C/min. Standard FAME (37-component FAME Mix, Saint Louis, MO, USA) were run under the same conditions and the subsequent retention times were used to identify the fatty acids. Fatty acids were expressed as percentage of the total fatty acids identified.

2.6 Statistical analysis

Data from the sensory analysis were analyzed using the Friedman test and Newell and MacFarlane's table of critical absolute rank sum differences (Newell and MacFarlane, 1987). The other data were analyzed using one-way analysis of variance (ANOVA) at $p < 0.05$. Post-hoc comparisons were made using Tukey's test.

3 Results

3.1 Fish treatment

BME diet showed the best results on fish performance due to the fact that it yielded higher final weight, total biomass and specific growth rate than the other treatments ($p < 0.05$), whereas no differences were observed in the final length, feed conversion ratio or feed efficiency among treatments (Table 2). Feed intake presented differences in treatment BME and BM ($p < 0.05$). The supplementation with soybean oil presented no difference for BM and BME.

3.2 Proximate composition of fillets

There were no significant differences ($p > 0.05$) in the proximate composition of fillets among fish fed the different diets (Table 3).

3.3 Fatty acid profile of fillets and diets

The BME and BM diets, had ~1.6-times higher sum of saturated fatty acids (SFA) and sum of monounsaturated fatty acids (MUFA) than the SO diet ($p < 0.05$, Table 4). The polyunsaturated fatty acids (PUFA) content in the SO diet was on average 4 times higher than in the other diets ($p < 0.05$; Table 4). The SO diet also

had higher content of n-3 and n-6 PUFA content when compared with the other diets ($p < 0.05$) but it had a poorer n-3/n-6 ratio due to its huge amount of linoleic acid (C 18:2n-6c) (Table 4).

Fillets of silver catfish supplemented with the blends of Amazonian fruit oils presented slightly higher sums of SFA values than fillets of silver catfish supplemented with soybean oil ($p < 0.05$; Table 5). The sum of MUFA was similar among the three treatments, although fillets from fish supplemented with the blends of Amazonian oils had higher content of oleic acid than the soybean oil supplemented ones. The sum of PUFA was reduced by 30% in the fillets from fish supplemented with the Amazonian oils when compared to the soybean oil ($p < 0.05$), mainly due to the reduced levels of n -3 and n-6 PUFA, especially the linolenic acid. However, the n-3/n-6 ratio of fillets did not differ among the treatments.

3.4 Sensory analysis of cooked fillets

Concerning to the odor attribute no significant differences were found in the preference of tasters among fillets from fish fed the different diets ($p > 0.05$; Fig. 1). Many tasters described they were unable to identify any difference in the odor among samples.

As for the taste of fillets, the BME treatment had lower preference ranking score than the SO ($p < 0.05$) but no differences were observed in the preference between the BME and the BM or between the SO and the BM fillets ($p > 0.05$, Fig. 1).

Fillets from the BME treatment had lower preference ranking score for color than the BM treatment ($p < 0.05$) but no differences were observed in the preference between the BME and the SO or between the SO and the BM fillets ($p > 0.05$, Fig. 1). Some tasters reported that BME fillets were darker than the others.

3.5 Volatile compounds analysis in cooked fillets

The volatile compounds released from silver catfish fillets after cooking are shown in Table 6. The small number of compounds detected is possibly related to the high level of freshness of fillets before analysis.

Fillets from fish supplemented with the blends of Amazonian oils had lower amount of hexanal than those supplemented with soybean oil ($p < 0.05$; Table 6), whereas fillets from fish supplemented with the interesterified blend of Amazonian oils had lower amount of carbon disulfide than those supplemented with soybean oil ($p < 0.05$; Table 6). BHT, that is added as an antioxidant to the diets, was found at higher lower levels in the BM fillets than in the other groups ($p < 0.05$; Table 6).

4 Discussion

4.1 Fish treatment

The inclusion of enzymatically interesterified blend of buriti+murumuru oil in diet increased the final weight, total biomass and specific growth rate of silver catfish when compared to the non-interesterified blend and to the soybean oil, but did not change the feed conversion ratio. Ng et al. (2004) found similar results when substituting fish oil with crude palm oil in the diet of African catfish. Our results indicate that the enzymatic interesterification of the Amazonian oils improved the acceptance of the diet by fish, which was reflected in higher fed intake. Food taste is influenced by lipid phase due to oil partition between the aqueous and gaseous fraction in the food matrix (Damodaran et al., 2010). Thus, enzymatic interesterification may have positively influenced the feed palatability for the fish. These results show that the blends of buriti and murumuru oils may be used as a source of lipids in fish diet, with no impairment in fish growth.

4.2 Composition of silver catfish fillets

The supplementation with Amazonian oils yielded fish fillets with proximate composition similar to the composition yielded by soybean oil supplementation. These results contrast with those obtained for rice and canola oil supplementation which reduced fat deposition in silver catfish fillets when compared to soybean oil (Losekann et al., 2008). However, the fat content were higher in the fillets of the present study but were still within the reported composition for this species (Emanuelli and Piccolo, 2013). Therefore, the use of females in the study leads at fat deposition. Different lipid sources in the diet may change the fish body composition (Ng et al., 2004). Soybean oil has been widely used in the diet of catfish for providing good flesh quality (Lim et al., 2001). Palm oil has been shown to be a suitable 100% substitute of fish oil in red hybrid tilapia diet throughout the grow-out cycle until marketable size resulting in similar growth but lower fat deposition in the fillets (Bahurmiz and Ng, 2007).

The composition of fatty acids in the muscle of fish is closely related to the fatty acid composition of the diet (Tortensen, 2000). The fatty acid composition of the diet emphasizes this difference because the supplementation with soybean oil had higher levels of PUFA in relation to other treatments (Table 2) (Turchini, 2007). Fish fillets fed BM and BME showed more MUFA values than SO. Diets containing the amazon fruit oils also showed higher levels of MUFA than PUFA. Tilapia fed with palm oil had the fillet fatty acid composition similar to the diet (Bahurmiz and Ng, 2007). In SO, the lowest amount of n3:n6 did not reflect in the fillet composition for this relation.

4.3 Sensory analysis

Most tasters reported to have no difference in the preference among the fillets from fish receiving the different diets. The supplementation with blends from Amazonian oils did not change the odor preference of fillets when compared to soybean oil supplementation. This result is interesting because it indicates that no

off-flavors were formed. Other plant oils have been also shown no changes the fillet odor, as it has been shown for camelina oil (*Camelina sativa*) that did not change the odor of raw fillets from Atlantic salmon (*Salmo salar*) compared to fish oil (Hixson et al., 2014).

The fillets from fish that received the enzymatically interesterified blend of Amazonian oils had lower taste preference score than the soybean oil group, and lower color preference than the non-esterified blend of Amazonian oils. This lower taste preference for the fillets from the interesterified blend of Amazonian oils may be due to treatment might have caused undesirable taste. In contrast, the treatment with non-interesterified blend of Amazonian oils did change color, odor or taste preference of fillets compared to the soybean group.

Changes in the color perception of fillets may have been related to the presence of carotenoids in the diet (Zanatta et al., 2010). In fact, buriti oil has been shown to be a rich source of beta-carotene (Ribeiro et al., 2012) and has an intense yellow color. The metabolism of lipids and other compounds has specific function in the deposition of carotenoids in fish muscle (Meyers, 2000). Carotenoids such as beta-carotene are more easily deposited in the flesh of fish fed diets with higher fat indices (approximately 18g of fat/100 g diet) (Ribaya-Mercado, 2002). Therefore, changes in the color of catfish fillets were small as this species requires low fat values in the diet (approximately 8g of fat/100 g diet). However, the enzymatic treatment used in the interesterified blend of Amazonian oils may have led to unpleasant flavor compounds in catfish fillets but the non-interesterified oil did not change the taste preference of fillets when compared to the soybean oil.

4.4 Volatile compounds in cooked fillets

The small amount volatile compounds detected in the fillets indicate its freshness. Fish were slaughtered, filleted and immediately stored at -80°C for fourteen days, preventing subsequent microbiological and enzymatic degradation reactions that are known to generate volatile compounds. Thus, few lipid changes occurred in the newly collected fillets.

Hexanal was among the volatile compounds that were most changed due to the alterations in the dietary source of lipid in the present study. Fillets from fish that received the soybean oil had levels of hexanal approximately 5 times higher than those receiving the Amazonian oil blends. Hexanal content has been shown to increase during the frozen storage of fresh fish due to lipid autoxidation reactions (Josephson et al., 1984). Since PUFA are known to be more prone to oxidative changes than MUFA and SFA (Carocho and Ferreira, 2013), the higher hexanal content of fillets from fish that received soybean oil may be explained by its higher content of PUFA when compared to the fillets from fish that received the Amazonian oils. In fact hexanal has been shown to be formed through the oxidation of linoleic and linolenic acids (Garcia-Llatas et al., 2006). Although aldehydes, including hexanal, have been shown to be related to the formation of off-flavors derived from lipid oxidation reactions (Lozano et al., 2007) and to impart grassy odor (Garcia-Llatas et al., 2006), the sensory panel did not find odor differences among samples. Thus, the hexanal content of the soybean oil treatment, despite being higher than the others, was still below the sensory threshold level and as it did not result in lower odor preference for these fillets.

In pork, the microwave preparation contributed towards a greater formation of hexanal than the grilled, roasted and fried method, due to the slower time of preparation and exposure to lower temperatures (Broncano et al., 2009). Catfish fillets had higher TBARS values after microwave cooking, when compared with grilled, fried and baked preparation (Weber et al., 2008). Fillets of Senegalese sole fillets also had higher formation of volatile compounds, particularly the hexanal, after cooking (Moreira et al., 2013). During cooking, PUFAs found in phospholipid molecules undergo Maillard reactions, increasing the formation of volatile compounds (Mottram, 1998) Furthermore, meat cutting procedures cause disintegration of cellular membranes and increase the exposure of phospholipid fractions that are more susceptible to lipid oxidation (Morrissey et al., 1998). This way, it can be inferred that the microwave cooking of samples before volatile compounds analysis may have contributed to the formation of lipid oxidation products. However, the diet was responsible for the lipid composition of fillets and the consequent susceptibility to oxidation, where the blends of Amazonian oils yielded lower oxidation levels than the soybean oil. The interesterified blend of Amazonian oils had similar hexanal content

when compared to the non-interesterified ones, indicating that this enzymatic oil modification did not affect lipid oxidation.

5 Conclusions

The supplementation of silver catfish with blends of buriti and murumuru oils either *in natura* or interesterified yielded satisfactory results for fish growth and nutritional composition of fillets, although the interesterified oil yielded fillets with lower taste and color preference scores. Furthermore, the supplementation with blends of Amazonian oils yielded lower levels polyunsaturated fatty acids and lipid oxidation volatile products in fillets when compared to soybean oil supplementation.

Acknowledgements

This study was supported by CNPq (Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico) and CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento Pessoal de Nível Superior), Casadinho/PROCAD (MCT/CNPq/MEC/Capes).

6 References

Acree, T.E., Heinrich, A. Flavornet and human odor space, gas chromatography–olfactometry (GC-O) of natural products, 10 out. 2014. Disponíble: <http://www.flavornet.org/f_kovats.html>. Access: 10 out. 2014.

AOAC, 1995. Association of official analytical chemists. Official Methods of Analyses of the AOAC International. 16. ed. Supplement 1998. Washington: AOAC, 1018 p.

Bahurmiz, O.M., Ng, W.K., 2007. Effects of dietary palm oil source on growth, tissue fatty acid composition and nutrient digestibility of red hybrid tilapia, *Oreochromis SP*, raised from stocking to marketable size. *Aquac.* 262, 382-392.

Bligh, E.G., Dyer, W.J., 1959 Rapid method of total lipid extraction and purification. *Canadian. J. Bioch. Phys.*, 37, 911-917.

Broncano, J.M., Pétron, M.J., Parra, V., Timón, M.L., 2009. Effect of different cooking methods on lipid oxidation and formation of freecholesterol oxidation products (COPs) in *Latissimus dorsi* muscle of Iberian pigs. *Meat Sci.* 83, 431-437.

Cantelmo, .A., 1989. Nutrição de peixe e aquicultura. In: Hernandez, A. (Ed.). *Cultivo de colossoma*. Bogotá: Guadalupe, pp. 85-91.

Carocho, M., Ferreira, I.C.F.R., 2013. A review on antioxidants, prooxidants and related controversy: Natural and synthetic compounds, screening and analysis methodologies and future perspectives. *Food Chem. Tox.* 51, 15-25.

Carvalho, P.O.; Campos, P.R.B.; Noff's, M.D.; Oliveira, J.G.; Shimizu, M.T.; Silva, D.M., 2003. Aplicação de lipases microbianas na obtenção de concentrados de ácidos graxos poliinsaturados. *Quím. Nova.* 26 (1), 75-80.

Damodaran, S.; Parkin, K.L.; Fennema, O.R., 2010. *Química de alimentos de Fennema*, fourth ed. Artmed.

Donadel, J.Z., et al. 2013. Análise qualitativa de compostos voláteis do headspace de carne cozida de ovinos e caprinos. *Ciência Rural.* 43 (11), 2085-2092.

El-Sayed, A.M., 2014. The Pherobase, 10 out. 2014. Disponible:
em: <<http://www.phergobase.com/database/kovats/kovats-index.php>>. Access: 10 out. 2014.

Emanuelli, T. ; Piccolo, J., 2013. Quality of silver catfish (*Rhamdia quelen*) flesh. In: Barcellos, L.J.G.; Fagundes, M.; Ferreira, D.. (Org.). *Workshop on silver catfish: history and perspectives*. First ed. Passo Fundo: Editora Universidade de Passo Fundo, 2013, v. , p. 47-77.

Fracalossi, D.M.; Zaniboni Filho, E.; Meurer, S., 2002. No rastro das espécies nativas. *Panorama Aquicultura*, 12, 43- 49.

Garcia-Llatas, G. et al., 2006. A headspace solid-phase microextraction method of use in monitoring hexanal and pentane during storage: Application to liquid infant foods and powdered application to cooked *Silurus glanis* (European catfish) odor characterization. *J. Chrom. A.* 1056, 201-208.

Gibon, V., 2011. Enzymatic interesterification of oils. *Lip. Tech.* 23 (12), 274-277.

Grigorakis, K., et al., 2009. Volatile compounds and organoleptic qualities of gilthead sea bream (*Sparus aurata*) fed commercial diets containing different lipid sources. *Aquac.* 290, 116-121.

Gunstone, F.D., 2002. *Vegetable Oils in Food Technology: Composition, Properties and Uses*, Blackwell Publishing: Oxford.

Hallier, et al., 2004. New gas chromatography–olfactometric investigative method, and its application to cooked *Silurus glanis* (*European catfish*) odor characterization. *J. Chrom. A.* 1056, 201-208.

- Hardy, R.W., Lee, C., 2010. Aquaculture feed and seafood quality. *Bul. Fish. Res. Ag.* 31, 43–50.
- Hartman, L., Lago, B.C.A, 1973. Rapid preparation of fatty, methyl esters from lipids. *Lab. Pract.* 22, 55-68.
- Hixson, S.M., et al., 2014. Full substitution of fish oil with camelina (*Camelina sativa*) oil, with partial substitution of fish meal with camelina meal, in diets for farmed Atlantic salmon (*Salmo solar*) and its effect on tissue lipids and sensory quality. *Food Chem.* 157, 51-61.
- Iglesias, J., et al., 2009. Study of the volatile compounds useful for the characterization of fresh and frozen thawed infant formula. *Food Chem.* 101, 1078–1086.
- Josephson, D.B., et al., 1984. Identification of volatile aroma compounds from oxidized frozen white fish (*Coregonus clupeaformis*). *Can. Inst. Food Sci. Technol.* 17, 178–182.
- Kubota, E.H., Emanuelli, T., 2004. Processamento do pescado. In: Baldisserotto, B.; Radünz Neto, J. (Orgs.). *Criação de jundiá*. Santa Maria: Ed. UFSM, 2004. Cap. 11, 201-222.
- Lichtfield, C., 1970. Taxonomic patterns in the fat content, fatty acid composition, and triglyceride composition of palmae seeds. *Chem. Phys. Lip.* 4, 96-103.
- Lim, P., et al., 2001. Dietary palm oil level affects growth performance, protein retention and tissue vitamin E concentration of African catfish, *Clarias gariepinus*. *Aquac.* 202, 101-112.
- Linden, G.; Lorient, D., 1996. *Bioquímica Agroindustrial: revalorización alimentaria de la producción agrícola*. Acribia: España, 428 p.
- Lozano, P.R., et al., 2007. Effect of cold storage and packaging material on the major aroma components of sweet cream butter. *J. Agric. Food Chem.*, 55, 7840–7846.
- Losekann, M. et al., 2008. Alimentação do jundiá com dietas contendo óleos de arroz, canola ou soja. *Ciência Rural.* 38 (1), 225-230.
- Mambrim, M.C.T.; Barrera-Arellano, D., 1997. Caracterización de aceites de frutos de palmeras de la region amazônica Del Brasil. *Grasas y Aceites.* 48, 154-158.
- Marangoni, A.G.; Rousseau, D., 1995. Engineering tryacylglycerols: the role of interesterification. *Trends Food Sci. Tech.* 6, 329-335.
- Meilgaard, M. et al., 1991. *Sensory Evaluation Techniques*. Second ed. CRC, Boca Raton, USA.
- Meyers, S.P., 2000. Papel del carotenoide astaxantina en nutrición de especies acuáticas. In: *Avances en Nutrición Acuicola IV. Memorias del IV Simposium*

Internacional de Nutrición Acuícola. R.Civera-Cerecedo, C. J. Pérez-Estrada, D. Ricque Marie, L. E. Cruz-Suárez (Eds.) La Paz, B.C.S., México. 473-491.

Milo, C., Grosch, W., 1993. Changes in the odorants of broiled trout (*Salmo salar*) as affected by the storage of the raw material. *J. Agric. Food Chem.* 41, 2076–2081.

Moreira, N., et al., 2013. Effect of storage time and heat processing on the volatile profile of Senegalese sole (*Solea senegalensis Kaup, 1858*) muscle. *Food Chem.* 138, 2365-2373.

Morrissey, P.A., et al., 1998. Lipid stability in meat and meat product. *Meat Sci.*, 49, 73-86.

Mottram, D.S., 1998. Flavour formation in meat and meat: a review. *Food Chem.* 62 (4), 415-424.

Newell, G. J., MacFarlane, J. D., 1987. Expanded tables for multiple comparison procedures in the analysis of ranked data. *J. Food Sci.* 52, 1721–1725.

Ng, W.K., Bahurmiz, O.M., 2009. The impact of dietary oil source and frozen storage on the physical, chemical and sensorial quality of fillets from market-size red hybrid tilapia, *Oreochromis sp.* *Food Chem.* 113, 1041-1048.

Ng, W.K., et al., 2004. Replacement of dietary fish oil with palm fatty acid distillate elevates tocopherol and tocotrienol concentrations and increases oxidative stability in the muscle of African catfish, *Clarias gariepinus*. *Aquac.* 233, 423-427.

Regost, C. et al., 2003. Total replacement of fish oil by soybean or linseed oil with a return to fish oil in turbot (*Psetta maxima*): 2. Flesh quality properties. *Aquac.* 220 (1-4), 737-747.

Ribaya-Mercado, J.D., 2002. Influence of dietary fat on β -carotene absorption and bioconversion into vitamin A. *Nut. Rev.*, 60, 104–110.

Ribeiro, B.D., et al., 2012. Production of concentrated natural beta-carotene from buriti (*Mauritia vinifera*) oil by enzymatic hydrolysis. *Foods Biop. Proc.* 90 (2), 141-147.

Salter, L.J., et al., 1988. Volatile compounds produced in Maillard reactions involving glycine, ribose and phospholipid. *J. Sci. Food Agric.*, 46, 227–242.

Speranza, P. et al., 2015. Influence of emulsion droplet size on antimicrobial activity of interesterified Amazonian oils. *LWT- Food Sci. Tec.* 60, 207-212.

Tortensen, B.E., et al., 2000. Lipid metabolism and tissue composition in Atlantic salmon (*Salmo salar L.*)—effects of capelin oil, palm oil and oleic-enriched sunflower oil as dietary lipid sources. *Lipids.* 35, 653–664.

Turchini, G.M., 2007. Effects of dietary lipid source on fillet chemical composition, flavor volatile compounds and sensory characteristics in the freshwater fish tench (*Tinca tinca* L.). Food Chem. 102, 1144-1155.

Turchini, G.M., et al., 2004. Discrimination of origin of farmed trout by means of biometrical parameters, fillet composition and flavor volatile compounds. It. J. An. Sci. 3 (2), 123-140.

Weber, J., et al., 2008. Effect of different cooking methods on the oxidation, proximate and fatty acid composition of silver catfish (*Rhamdia quelen*) fillets. Food Chem. 106, 140-146.

Yamamoto, Y., et al., 2001. An unusual vitamin E constituent (α -tocomonoenol) provides enhanced antioxidant protection in marine organisms adapted to cold water environments. Proc. Nat. Ac. Sci., 98, 13144-13148.

Zanatta, C.F., et al., 2010. Photoprotective potential of emulsions formulated with Buriti oil (*Mauritia flexuosa*) against UV irradiation on keratinocytes and fibroblasts cell lines. Food Chem. Toxic. 48 (1), 70-75.

Table 1. Formulation and proximate composition of the diets containing different lipid sources.

	Experimental diets		
	SO	BM	BME
<i>Ingredients (g/100g)</i>			
Fish meal	48.1	48.1	48.1
Corn starch	38.5	38.5	38.5
Cellulose	2.6	2.6	2.6
DL-Methionine	0.015	0.015	0.015
Vitamin C	0.05	0.05	0.05
Sodium chloride	0.5	0.5	0.5
Melbond	2	2	2
Soybean oil	5	0	0
Buriti: murumuru oil	0	5	0
Interesterified buriti: murumuru oil	0	0	5
Vitamin and mineral mix	3	3	3
Monosodium glutamate	0.25	0.25	0.25
BHT	0.02	0.02	0.02
<i>Proximate composition (g/100g)</i>			
Dry matter	95.9	95.9	94.2
Ash	11.3	12.2	12.3
Crude protein	33.8	32.4	32.8
Fat	8.6	8.5	8.2
Total carbohydrates	42.0	42.6	40.7

SO, diet containing soybean oil; BM, diet containing buriti + murumuru oil; BME, diet containing enzymatically interesterified buriti + murumuru oil. There were no significant differences in proximate composition among diets ($p > 0.05$; $n=3$)

Table 2. Growth of silver catfish fed with diets containing different lipid sources.

	Treatments ¹		
	SO	BM	BME
Final weight (g)	283.6 ± 0.8 ^b	274.1 ± 11.9 ^b	321.4 ± 8.6 ^a
Total length (cm)	28.7 ± 2.2	28.3 ± 2.1	29.1 ± 2.0
Total biomass (g)	2268.8 ± 6.7 ^b	2193.1 ± 95.9 ^b	2571.6 ± 68.9 ^a
Feed intake (g/day/fish)	4.0 ± 0.3 ^{ab}	3.6 ± 0.2 ^b	4.9 ± 0.2 ^a
Specific growth rate (% day ⁻¹)	0.62 ± 0.0 ^{ab}	0.55 ± 0.0 ^b	0.79 ± 0.0 ^a
Feed conversion ratio	2.7 ± 0.3	2.83 ± 0.2	2.4 ± 0.0
Feed efficiency (%)	37.4 ± 3.0	35.48 ± 1.7	41.69 ± 0.8

¹SO, diet containing soybean oil; BM, diet containing buriti + murumuru oil; BME, diet containing enzymatically interesterified buriti + murumuru oil. ^{a,b}In the same line, means ± standard error with different letters are different by Tukey's test ($p < 0.05$; $n = 2$; two experimental units for treatment).

Table 3. Proximate composition (g/100g) of fillets from silver catfish fed with diets containing different lipid sources.

	SO	BM	BME
Moisture	76.0 ± 0.4	75.5 ± 0.4	74.5 ± 0.4
Crude protein	17.8 ± 0.3	18.2 ± 0.3	18.81 ± 0.1
Fat	4.0 ± 0.8	3.95 ± 0.6	4.3 ± 0.5
Ash	1.43 ± 0.0	1.42 ± 0.0	1.3 ± 0.0
Carbohydrates	0.77 ± 0.09	0.93 ± 0.7	1.09 ± 0.6

SO, diet containing soybean oil; BM, diet containing buriti oil + murumuru; BME, diet containing buriti oil + murumuru enzymatically interesterified. Results showed no significant difference ($p > 0.05$) by Tukey's test ($n=3$).

Table 4. Fatty acid profile (% of total fatty acids) of the diets containing different lipid sources.

	SO	BM	BME
C8:0	Nd	0.17 ± 0.00	0.18 ± 0.00
C10:0	Nd	0.22 ± 0.00	0.23 ± 0.00
C12:0	0.18 ± 0.00 ^c	8.34 ± 0.05 ^b	8.86 ± 0.09 ^a
C14:0	0.70 ± 0.05 ^b	6.02 ± 0.02 ^a	6.23 ± 0.04 ^a
C16:0	16.46 ± 0.08 ^b	18.61 ± 0.03 ^a	18.37 ± 0.04 ^a
C18:0	5.96 ± 0.10 ^a	4.44 ± 0.03 ^b	4.30 ± 0.01 ^b
∑ SFA	24.09 ± 0.01^b	38.58 ± 0.06^a	38.98 ± 0.18^a
C16:1n-7	1.94 ± 0.02	2.04 ± 0.04	1.91 ± 0.01
C18:1n-9c	29.61 ± 0.09 ^b	48.39 ± 0.11 ^a	48.35 ± 0.05 ^a
C24:1n-9	0.16 ± 0.05	0.23 ± 0.02	0.11 ± 0.00
∑ MUFA	31.72 ± 0.06^b	50.67 ± 0.09^a	50.38 ± 0.04^a
C18:2n-6c	37.02 ± 0.17 ^a	7.42 ± 0.05 ^b	7.19 ± 0.03 ^b
C18:3n-6	0.38 ± 0.00 ^a	0.32 ± 0.00 ^b	0.30 ± 0.00 ^c
C18:3n-3	3.55 ± 0.00 ^a	0.93 ± 0.00 ^b	0.93 ± 0.00 ^b
C20:3n-6	8.93 ± 0.28	7.58 ± 0.03	7.17 ± 0.07
C20:3n-3	0.12 ± 0.01 ^b	0.17 ± 0.00 ^a	0.12 ± 0.00 ^b
C22:6n-3	0.90 ± 0.02	0.85 ± 0.00	0.87 ± 0.00
∑ PUFA	43.31 ± 0.26^a	10.88 ± 0.00^b	10.62 ± 0.08^b
∑ n-3	4.58 ± 0.04^a	1.95 ± 0.00^b	1.93 ± 0.00^b
∑ n-6	38.20 ± 0.19^a	8.40 ± 0.05^b	8.14 ± 0.04^b
n-3/n-6	0.11 ± 0.00^b	0.23 ± 0.00^a	0.23 ± 0.00^a

SO, diet containing soybean oil; BM, diet containing buriti + murumuru oil; BME, diet containing enzymatically interesterified buriti + murumuru oil.^{a,b}In the same line, means ± standard error with different letters are different by Tukey's test ($p < 0.05$; $n = 3$).nd: not detected.

Table 5. Fatty acid profile (% of total fatty acids) of fillets from silver catfish fed with diets containing different lipid sources.

	SO	BM	BME
C12:0	0,15±0,00	1,06 ± 0,42	1,19 ± 0,03
C14:0	1,28 ± 0,12 ^b	2,53 ± 0,36 ^a	2,64 ± 0,20 ^a
C16:0	nd	0,10 ± 0,00	0,10 ± 0,00
C18:0	7,64 ± 0,36 ^a	7,42 ± 0,50 ^a	6,75 ± 0,05 ^b
C20:0	1,19 ± 0,21 ^b	2,18 ± 0,21 ^a	0,95 ± 0,03 ^b
ΣSFA	32,63± 0,25^b	36,61 ± 0,40^a	36,18 ± 0,38^a
C16:1n-7	4,57 ± 0,53	4,72 ± 0,58	4,73 ± 0,69
C18:1n-9c	31,62± 1,24 ^b	36,57 ± 1,11 ^a	35,98 ± 0,29 ^a
ΣMUFA	36,20 ± 1,76	41,40 ± 1,21	40,82 ± 0,93
C18:2n-6c	21,66 ± 0,60 ^a	14,44 ± 0,99 ^b	13,87 ± 1,04 ^b
C18:3n-6	0,90 ± 0,01 ^a	0,85 ± 0,02 ^{ab}	0,77 ± 0,03 ^b
C18:3n-3	1,59 ± 0,00 ^a	1,01 ± 0,06 ^b	1,12 ± 0,03 ^b
C20:2n-6	1,03 ± 0,08 ^a	0,86 ± 0,02 ^{ab}	0,78 ± 0,04 ^b
C20:3n-6	2,23 ± 0,28	2,26 ± 0,31	1,82 ± 0,27
C20:3n-3	0,26 ± 0,02 ^a	0,11 ± 0,00 ^b	0,11 ± 0,00 ^b
C20:5n-3	0,31 ± 0,00 ^a	0,21 ± 0,01 ^b	0,18 ± 0,01 ^b
C22:6n-3	2,44 ± 0,22	2,30± 0,35	1,70 ± 0,24
ΣPUFA	30,46 ± 0,77^a	22,07 ± 0,97^b	20,38 ± 0,53^b
Σ n-3	4,30± 0,23^a	3,42 ± 0,32^{ab}	2,94 ± 0,22^b
Σ n-6	24,80 ± 0,76^a	17,55 ± 0,84^b	16,47 ± 0,80^b
n-3/n-6	0,17 ± 0,01	0,19 ± 0,01	0,18 ± 0,02

SO, diet containing soybean oil; BM, diet containing buriti oil + murumuru; BME, diet containing buriti oil + murumuru enzymatically interesterified. ^{a,b,c} In the same line, means ± standard error with different letters are different by Tukey's test (p < 0.05 ; n = 3).

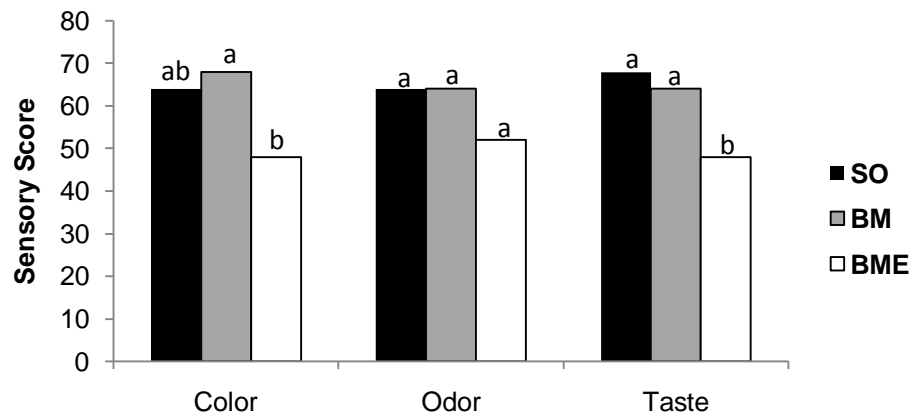


Figure 1. Sensory analysis of cooked fillets from silver catfish fed with diets containing different lipid sources.

Results are the sum scores in the preference ranking test (lowest scores indicate the most preferred sample). The critical value for the 30 panelists and 3 samples, at a level of significance of 5% is according to Newell and Mc Farlanests (difference of scores=19) and 3 Different letters indicate significant difference ($p < 0.05$) among the treatments within the same attribute. SO, diet containing soybean oil; BM, diet containing buriti oil + murumuru; BME, diet containing buriti oil + murumuru enzymatically interesterified.

Table 6. Volatile compounds of fillets from silver catfish fed with diets containing different lipid sources.

Compound	RI	I	Peak area (x 10 ⁵)±SE		
			SO	BM	BME
Hexane	606	B	13.04 ± 3.08	13.04 ± 5.4	14.21 ± 6.28
Ethyl ether	618	B	nd	4.74 ± 1.28	5.15 ± 2.01
Methylcyclopentane	650	A	nd	1.44 ± 0.44	2.85 ± 2.08
Acetaldehyde	685	B	15.45 ± 0.78	14.62 ± 1.95	13.81 ± 1.29
Carbon disulfide	713	A	24.27 ± 6.18 ^c	17.42 ± 8.29 ^{cd}	10.01 ± 1.84 ^d
Isobutyraldehyde	821	A	3.43 ± 0.32	3.63 ± 0.67	3.31 ± 0.27
Acetone	829	B	9.57 ± 2.97	11.73 ± 3.47	13.61 ± 5.83
2-Butanone	914	A	9.65 ± 1.67	8.29 ± 1.29	9.36 ± 1.47
Ethyl alcohol	945	B	2.14 ± 0.39	3.51 ± 2.55	3.63 ± 1.07
Oxybis dichloro- methane	1.021	A	37.20 ± 2.67 ^{cd}	25.22 ± 0.79 ^d	46.73 ± 13.1 ^c
Toluene	1.043	B	1.73 ± 0.22 ^d	7.02 ± 1.41 ^c	5.42 ± 1.24 ^c
Butylacetate	1.075	B	nd	1.28 ± 0.7 ^d	1.81 ± 0.91 ^c
n-Hexanal	1.085	B	115.04 ± 48.68 ^c	18.68 ± 4.09 ^d	22.40 ± 2.82 ^d
1-Butanol	1.155	B	7.09 ± 1.8 ^d	14.72 ± 2.1 ^c	8.99 ± 1.77 ^d
Styrene	1.244	B	nd	nd	1.02 ± 0.08
Pentanol	1.252	B	1.36 ± 0.48	nd	nd
Acetoin	1.282	B	nd	2.17 ± 0.06 ^c	0.98 ± 0.27 ^d
BHT	1.927	A	9.35 ± 1.41 ^c	3.10 ± 2.63 ^d	9.14 ± 3.12 ^c

RI- experimental retention index using capillary column CPWAX S2-CB, Agilent Technologies; I - Reliability of identification; A- mass spectrum according to NIST02 library; B- mass spectrum and retention index according to the references; nd- not detected; ^{c,d}In the same line, means ± standard error with different letters are different by Tukey's test (p < 0.05 ; n = 3). SO: fillet of fish fed soybean oil; BM: fillet of fish fed with mixture of Buriti oil and Murumuru; BME: fillet of fish fed with mixture of Buriti oil and Murumuru interesterified

2.2 Artigo 2:

**INFLUENCE OF SUPPLEMENTATION WITH AMAZONIAN FRUIT OILS ON
OXIDATIVE STABILITY OF *Rhamdia quelen* FILLETS DURING FROZEN
STORAGE**

**Artigo em fase final de revisão pelos autores para ser submetido à revista
Food Chemistry**

(configurado conforme as normas da revista)

**Influence of supplementation with Amazonian fruit oils on oxidative stability of
Rhamdia quelen fillets during frozen storage**

Caroline Sefrin Speroni^a, Juliana Cristina Veit^a, Ana Betine Beutinger Bender^a,
Naglezi de Menezes Lovatto, Vivian Caetano Bochi^a, Tatiana Emanuelli^a, Gabriela
Alves Macedo^c, Leila Picolli da Silva^b

^aDepartment of Food Technology and Science, Center of Rural Sciences, Federal University of Santa Maria, Camobi, 97105-900, Santa Maria, RS, Brazil.

^bDepartment of Animal Science, Center of Rural Sciences, Federal University of Santa Maria, Camobi, 97105-900, Santa Maria, RS, Brazil.

^cDepartment of Food and Nutrition, Faculty of Food Engineering, University of Campinas, Monteiro Lobato street 80, Caixa Postal 6121, 13083-970, Campinas, SP, Brazil.

Corresponding author. Tel: +55 55 3220 8365

E-mail address: leilasliva@yahoo.com.br

Abstract

The study is focused on influence of dietary supplementation of silver catfish with non-interesterified and enzymatically interesterified blends of buriti and murumuru oils on lipid and protein oxidation during the frozen storage. The conjugated dienes increased at 3 months of storage for the fillets from all treatments. The supplementation with interesterified amazonian oils showed the lowest peroxide values at all time points frozen storage. There was an increase in substances reactivities tiobarbituric acid values, at 12 months of storage for all treatments. Alfa-tocopherol content was higher in fillets of catfish supplemented with fat esterified. After 12 months of storage C22:6n3 degraded by 40% in fillets from fish fed with soybean and Amazonian oils esterified diets. There was a reduction in the amount of carbonylated proteins after 3-6 months of frozen storage. Sulphydryl groups not changed for all treatments over time. Supplementation with soybean oil had a higher color change along the storage compared to other treatments. There was a decrease in the hardness of fillets at 12 months of storage. The supplementation with the Amazonian oil enzymatically esterified had the best results concerning the inhibition of lipid oxidation.

Keywords: *Mauritia flexuosa*, *Astrocaryum murumuru*, soybean oil, lipid oxidation, tocopherol.

1 Introduction

Fish play an important role in human nutrition due to the fact that they are rich in n-3 and n-6 fatty acids, which have been implicated in the prevention of several chronic diseases, including cardiovascular diseases (Harris, 2005; Vázquez et al., 2014). In addition, fish proteins have high nutritional quality due to its high digestibility and the presence of essential amino acids (Chandrashekar & Deosthale, 1993).

However, its fatty acid composition makes fish a highly perishable product due to the lipid oxidation reactions. Unsaturated fatty acids are highly prone to oxidation, because they contain double bonds that are attacked by oxygen, yielding free radicals. Subsequent reactions are responsible for the formation of more stable compounds, which are responsible for off-flavors in fish (Kanner, 1994; Hamilton, Kalu, Prisk, Padley & Pierce, 1997). Besides changing the lipid profile (Shahidi, 1998), autoxidation leads to the formation of undesirable compounds, which are responsible for changes in odor, color, texture and nutritional value of meat, reducing consumer acceptance (Jensen, Lauridsen & Bertelsen, 1998). Frozen fish products are more susceptible to deterioration caused by lipid oxidation because faster microbiological deterioration is inhibited at this temperature (Zambuchini, Fiorini, Verdenelli, Orpianesi & Ballini, 2008; Karlsdottir, 2014).

Antioxidants have been used to inhibit meat oxidation reactions. However, consumer has been preferred for products that they confer the characteristics of freshness (Tironi, Tomás & Añón, 2010; Pazos, Gallardo, Torres & Medina, 2005). The dietary supplementation with bioactive compounds from rosemary has been shown to delay lipid oxidation in fish and lamb meat (Hernández, García, Jordán, & Hernández, 2014; Serrano, Jordán, Bañón, 2014). Fish diets containing vitamin E have also been also shown to prevent lipid oxidation in fish fillets because the vitamin protects the cell membrane unsaturated fatty acids by sequestering peroxide radicals (Stocks & Dormandy, 1971).

In this context, vegetable sources of protein and lipids have been studied as substitutes for fish oil in fish diet, aiming to both find a low cost sustainable lipid source and to improve the oxidative stability of meat. Amazonian fruit oils, such as buriti (*Mauritia flexuosa*) and murumuru (*Astrocaryum murumuru*) are lipid sources

with high added value, because they have rich fatty acid composition, such as palmitic, oleic, lauric and myristic acids (Lichtfield, 1970; Gunstone, 2002). Furthermore, buriti oil is rich in vitamins A, B, C and E, carotenoids, polyphenols, proteins and minerals (iron and calcium) (Silva, 2002). Changes in lipid oils and fats, such as enzymatic interesterification process, are an improvement in the physical properties of these sources, the texture and the stability (Porte, 1999; Aguedo et al., 2009).

The present study is focused on the influence of dietary supplementation of silver catfish (*Rhamdia quelen*) with non-interesterified and enzymatically interesterified blends of buriti and murumuru oils on lipid and protein oxidation during the frozen storage. Silver catfish (*Rhamdia quelen*) as it is a rustic species, well adapted to the South American climate and has great potential for aquaculture (Fracalossi, 2002).

2 Material and Methods

2.1 Fish treatment and sampling

The experiment was carried out at the Department of Animal Science at Federal University of Santa Maria, Brazil and the research protocol was approved by the local research ethics committee (protocol number 113/2013). Forty-eight female specimens of silver catfish (*Rhamdia quelen*) (202.0 ± 2.9 g body weight) were distributed in 6 ponds (280 l water capacity) that were allocated to three experimental treatments (diets) with two repetitions each, resulting in 16 animals per treatment. Isonitrogenous (32% crude protein) and isocaloric (3600 kcal/kg diet) diets were fed daily until apparent satiation. The formulation of the diets was similar for all treatments except for the fat source (Table 1). Three experimental diets (with 5% fat, m/m) were tested, in which one contained soybean oil (SO) and the others contained a blend of buriti+murumuru oils (70:30, m/m) either *in natura* (BM) or enzymatically esterified (BME). Enzymatic interesterification reaction was performed using Lipozyme TL IM (Novozymes) as described by Speranza et al. (2015).

The experimental units were cleaned twice a day to remove leftover feed and residue. After being fed the experimental diets for 8 weeks, fish were slaughtered by immersion in ice-water slurry (1:1 m/v), washed in chlorinated water (5 ppm) and filleted. Fillets were washed with tap water to remove adhering blood, packaged in polystyrene containers covered with plastic and stored at -18°C up to 12 months. Samples were withdrawn from storage at 0, 3, 6, 12 and 18 months of storage to assess lipid and protein oxidation.

2.2 Lipid oxidation

Fat was extracted from fish fillets (Bligh & Dyer, 1959) and used to evaluate peroxide value, free fatty acids and conjugated dienes levels. Value of peroxide was assessed by the ferric thiocyanate method using a ferric ion curve as described by Chapman & Mackay (1949). Free fatty acids were quantified after forming a colored complex with cupric acetate-pyridine (Lowry & Tinsley, 1976). Conjugated dienes were quantified at 220 nm using cyclohexane as a solvent (Recknegel & Glende, 1984).

To determine thiobarbituric acid reactive substances (TBARS) fillets were homogenized in 1.15% KCl and then incubated with trichloroacetic acid and thiobarbituric acid (Buege & Aust, 1978). The reaction product was extracted with butyl alcohol and assessed at 535 nm. TBARS were quantified as values of malonaldehyde using the molar absorption coefficient.

2.3 Protein oxidation

Protein oxidation was assessed as the oxidation of sulfhydryl groups and the increase in protein carbonylation. Total reduced sulfhydryl groups were assessed using 5,5'-dithiobis-(2-nitrobenzoic acid) at 420 nm and a standard curve of cysteine (Ellman, 1959). Protein carbonyl groups were quantified using 2,4-dinitrophenylhydrazine (Levine et al., 1990). Total protein content was estimated by

the method of Lowry, Rosebrough, Farr & Randall (1951). The results are expressed in nmol of carbonyl/mg of protein.

2.4 Color assessment

The objective color (L^* , a^* , b^* , C, H) of the raw fillets was evaluated using a CR-300 colorimeter (Minolta Ltd., Osaka, Japan), according to the Intl. Commission on Illumination (CIE 1976 L^* a^* b^*). A standard illuminant D65 was used with 2° observation angle and a standard calibration plate (number 15233011). Three readings of the ventral part of each fillet were performed by rotating the samples 90° between measurements. Three fillets from different fish were evaluated per treatment at each time point. The L^* value indicates lightness, with changes from absolute black (0 value) to absolute white (100 value). The $+a^*$ indicates direction for red color and $-a^*$ indicates direction for green color. The values $+b^*$ indicates direction for yellow color and $-b^*$ direction for blue color. The numerical total color difference (ΔE) between fillets at 0 and 12 months of storage, which that is an index of the noticeable changes to the human eye, was calculated through the formula:

$$\Delta E = \sqrt{\Delta L^2 + \Delta a^2 + \Delta b^2}$$

2.5 Tocopherol analysis

The extraction method followed the methodology of Prates, Quaresma, Bessa, Fontes & Alfaia et al. (2006) with modifications. Sample (5 g) was mixed with 0.6 g of ascorbic acid. Saponification was made by adding 11% KOH in ethanol followed by vortex mixing and heating at 80°C with stirring. The continued extraction was performed according to the author. After, the top hexane layer (top) was removed to a tube containing anhydrous sodium sulfate. An aliquot was removed, dried in a rotaevaporator and resuspended in the mobile phase.

Samples (20 μ L) were injected in a Shimadzu Prominence HPLC system equipped with quaternary pump, degasser, communication module and oven, and coupled to a reverse phase column (C18) Agilent Zorbax ODS (5 μ m; 4,6 x 250 mm). The mobile phase was isocratic acetonitrile:methanol:methyl-tertiary-butyl-ether (65:25:10; v/v/v) at a flow rate of 1 mL/min and 30 min running time at 30°C. A fluorescence detector was used to detect alfa-tocopherol setting excitation at 295 nm and emission at 325 nm. A seven-point standard curve was constructed using alpha-tocopherol (Sigma-Aldrich, 99% purity).

2.6 Texture analysis

The texture of the raw fillets was evaluated in a texturometer (Texture Analyzer TA- XT.plus and Texture Exponent Software, Ltd. Stable Microsystems, Surrey, England) equipped with a 36-mm cylindrical probe. Standardized 1 x 1 cm wide and 0.5 cm height pieces of fillets were cut. The texture measurement was performed by compressing the sample to 40% of its original height in two consecutive compressions at a constant speed of 1 mm/s with a 30 s interval between the two compressions. This procedure was repeated on 3 different pieces of the dorsal region of each fillet, parallel to the fiber orientation of the muscle. The following parameters were measured according to Bourne (1978): hardness, springiness, cohesiveness and chewiness.

2.6 Fatty acids profile

Fat was extracted using chloroform and methanol, as described by Bligh & Dyer (1959) and then methylated according to Hartman & Lago (1973), using methanolic solution of KOH for saponification and subsequent esterification with methanolic solution of H₂SO₄. Methylated fatty acids were analyzed using an Agilent Technologies gas chromatograph (HP 6890N) equipped with a capillary column DB-23 60 m x 0.25 mm x 0.25 μ m) and flame ionization detector. The temperature of the

injector port was set at 280°C and the carrier gas was nitrogen (0.9 mL/min). After injection (1 µL, split ratio 50:1), the oven temperature was hold at 160°C for 1 min, the it was increased to 240°C at 4°C/min and hold at this temperature for 9 min. Standard fatty acid methyl esters (37-component FAME Mix, C 22:5n3 and PUFA no. 2 from Sigma, Saint Louis, MO, USA) were run under the same conditions and the subsequent retention times were used to identify the fatty acids. . Fatty acids were expressed as percentage of the total fatty acids identified.

2.7 Statistical analysis

Data were subjected to factorial analysis of variance (ANOVA) and subsequently the means were compared by Tukey´s test at 5% level of significance.

3 Results and discussion

3.1 Lipid oxidation

The content of conjugated dienes (CD) increased at 3 months of storage for the fillets from all treatments but this increase was lower for the fillets from fish fed the Amazonian oils compared to the SO group ($p < 0.05$; Fig. 1). In addition, the BME groups had lower CD values than the BM group at 3 months ($p < 0.05$). CD, which are primary products of lipid oxidation, had a decrease after 3 months storage for all treatments. This behavior is similar to that reported for frozen silver catfish (Veeck, et al., 2012) and indicates that these compounds were degraded to yield secondary products of lipid oxidation.

In contrast, the amount of peroxides, which are another primary products of lipid oxidation, decreased up to 6 months of storage for all treatments ($p < 0.05$; Fig. 2). It was observed that the BME treatment showed the lowest peroxide values at all timepoints during frozen storage. During the lipid oxidation chain hydroperoxides are

degraded into secondary products of lipid oxidation. The decreasing behavior of peroxides value indicates that the degradation rate for peroxides is higher than the rate of formation (Huang, Xiong, Kong, Huang & Li, 2013).

There was a significant increase in secondary products of lipid oxidation, assessed as the TBARS values, at 12 months of storage for all treatments (Fig. 3). However, the fillets from fish that were fed with Amazonian fruit oils showed lower values at this point, compared to those fed with soybean oil ($p < 0.05$). Compared to fish oil the diets containing palm oil have decreased TBARS values in Japanese sea bass and African catfish muscles (Gao et al., 2012; Ng, Wang, Ketchimenin & Yuen, 2004).

Alfa-tocopherol content was higher in BME (31.33 ± 0.52 ppm), followed of BM (25.15 ± 0.36 ppm) and SO (18.44 ± 0.52 ppm) ($p < 0.05$). The high content of alpha-tocopherol in the Amazonian oils can cause a protective effect for PUFAs reducing the amount of TBARS (Gao et al., 2012; Zanatta, Mitjans, Urgatondo, Rocha-Filho & Vinardell, 2010; Rodrigues, Darnet & Silva, 2010). Similarly, rainbow trout fillets that were supplemented with vitamin E had lower TBARS values over the storage time at -30°C (Chaiyapechara, Casten, Hardy & Dong, 2003). Furthermore, the presence of anthocyanins and phenolic compounds in buriti oil may provide antioxidant capacity (Koolen, Silva, Gozzo, Souza & Souza, 2013; Contreras-Calderón, Calderón-Jaimes, Guerra-Hernández & García-Villanova, 2011).

Crude and distillate palm oil supplementation was tested for tilapia and African catfish and showed antioxidant activity by reducing lipid peroxidation due to the presence of tocopherols and tocotrienols (Wang, Yuen & Ng, 2006; Ng, Wang, Ketchimenin & Yuen, 2004). The radical scavenging ability of alpha-tocopherol contributes to prevent the oxidation of PUFA (Burton & Ingold, 1981). Vitamin E protects lipids from membrane by removing hydroperoxides (Yamamoto, Fujisawa, Hara & Dunlap, 2001).

Fish are important sources of long chain PUFA, which in turn are particularly sensitive to oxidation, and may be lost during this reaction. When assessing the degradation of docosahexaenoic acid (C 22:6n3) we observed that after 12 months of storage it was degraded by 40% in fillets from fish fed with soybean oil or with the non-interesterified Amazonian fruit oil ($p < 0.05$) but no degradation was observed in those fed with the enzymatically interesterified Amazonian oils ($p > 0.05$; Fig. 4).

The hydrolysis of triacylglycerol into free fatty acids is an important *post mortem* change that is catalysed by endogenous lipases and phospholipases that may be active at temperatures as low as -40°C , resulting in the hydrolytic rancification (Fidalgo, Saraiva, Aubourg, Vázquez & Torres, 2014). The content of free fatty acids increased in fish fillets from all treatments at 12 months after freezing, indicating the activity of hydrolytic enzymes, but fillets from the BME treatment had lower free fatty acid values than the others at this time point, indicating that the enzymatic interesterification inhibits lipid hydrolytic enzymes (Fig. 5, $p < 0.05$). A supplementation with alpha-tocopheryl acetate was performed with different types of oils and has not obtained difference between treatments over 12 months of storage for free fatty acids (Hosseini et al., 2010). Therefore, it can be inferred that the supplementation with oils enzymatically interesterified was the determining factor for this difference. As the FFA are more prone to oxidation than esterified fatty acids (Damodaran, Parkin & Fennema, 2010), the lower content of FFA in the BME fillets may have contributed to their lower lipid oxidation.

For all markers of lipid oxidation evaluated the supplementation with Amazonian oils showed lower levels. Particularly, the BME treatment showed lower levels of lipid oxidation than in SO and BM for all analyses. This fact may be associated to increased fat stability due to the interesterification (O'Brien, 1998). A more stable food matrix has the potential to protect carotenes from degradation during digestion and results in better storage of this class of compounds in fish muscle (Bjerkeng, Peisker, Schwartzberg, Ytrestøyl & Åsgårda, 2007). In addition, the oil treatment resulted in better palatability, reflecting greater consumption of the diet by this group (data not shown).

3.2 Protein oxidation

Surprisingly, there was a reduction in the amount of carbonylated proteins after 3-6 months of frozen storage ($p < 0.05$; Fig. 6) and no additional change up to 12 months of storage. Smaller values for carbonyl proteins were assigned to vitamin E supplementation for lambs (Muíño et al., 2014). Lower oxidation of lipids is related to

a smaller attack to amino acids, reducing the formation of derivatives of threonine, proline, arginine and lysine residues (Stadtman & Levine, 2003).

The other marker of protein oxidation, the amount of reduced sulfhydryl groups, did not change along the storage time or due to the treatments ($p > 0.05$). The values of sulfhydryl groups over the freezing storage were approximately 0.1 ± 0.02 for all treatments. These data along with the protein carbonylation data indicate that there was no significant protein oxidation during our storage conditions.

3.3 Color assessment

Color changes of fillets were assessed as the ΔE , which indicates the total color difference between the start and the end of the frozen storage. The BME and BM treatments did not differ significantly by Tukey's test. However, soybean oil supplementation had a ΔE value that was higher than the BME and BM ($p < 0.05$; Fig. 7). According Prändl et al. (1994), ΔE values between 6 to 12 determines a sensitive perception for color changes between slaughtering and 12 months of freezing for meat. SO had a higher color change along the storage compared to other treatments, which may be associated to their higher lipid oxidation that may lead to loss of redness color due to myoglobin oxidation and increase in yellowness (Karamucki, Jakubowska, Rybarczyk & Gardzielewska, 2013).

3.4 Texture analysis

SO and BM fillets had an increase in hardness at 6 months of storage, followed by a decrease at 12 months, whereas BME fillets showed only a decrease in hardness at 12 months of storage ($p < 0.05$; Table 1). Generally, it is expected an increase in hardness due to polymerization of lipids and mainly of proteins during the frozen storage (Xiong, 2000). However, there was a decrease in the hardness of fillets at 12 months of storage. The supplementation with a high content of vitamin E has been shown to result in meat softness (Harris, Huff-Lonergan, Lonergan, Jones

& Rankins, 2001). Changes in the texture of fish meat may be related to water loss and denaturation of muscle tissue (Delbarre-Ladrat, Cheret, Taylor & Verrez-Bagnis, 2006). Moreover, there were no changes in the other texture attributes, namely springiness, cohesiveness and chewiness. These few alterations in the texture are in accordance with the absence of changes in the markers of protein oxidation.

4. Conclusions

Given the data presented, it can be concluded that fish supplementation with Amazonian oils inhibited lipid oxidation and prevented color changes during the frozen storage of fillets. Among the treatments, it can be inferred that the supplementation with the enzymatically interesterified blend of buriti+murumuru oils had the best results concerning the inhibition of lipid oxidation and it also prevented the increase in hardness during the middle of the storage period.

Acknowledgements

This study was supported by CNPq (Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico) and CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento Pessoal de Nível Superior), Casadinho/PROCAD (MCT/CNPq/MEC/Capes).

5. References

- Aguedo, M. et al. (2009) Calorimetric study of milk fat/rapeseed oil blends and their interesterification products. *European Journal of Lipid Science and Technology*. 111, 376–385.
- Aubourg, S.P. (2001). Loss of quality during the manufacture of canned fish products. *Food Science and Technology International*. 7, 199-215.
- Bjerkeng, B. Peisker, M., Schwartzberg, K., Ytrestøyla, T., Åsgårda, T. (2007). Digestibility and muscle retention of asthaxanthin in Atlantic salmon, *Salmo salar*, fed

diets with the red yeast *Phaffia rhodozyma* in comparison with synthetic formulated asthaxanthin. *Aquaculture*. 269, 476-489.

Bligh, E.G. & Dyer, W.J. (1959) Rapid method of total lipid extraction and purification. *Canadian Journal of Biochemistry and Physiology*, 37, 911-917.

Bourne, M.C., (1978). Texture profile analysis. *Food Technology*. 32, 62–66.

Buege, J.A.; Aust, S.D. (1978). Microsomal lipid peroxidation. *Methods in Enzymology*, 52, 302-309.

Burton, G. W. & Ingold, K. U. (1981) *Journal of American Chemical Society*, 103, 6472–6477.

Chaiyapechara, S., Casten, M.T., Hardy, R.W., Dong, F.M. (2003). Fish performance, fillet characteristics, and health assessment index of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed diets containing adequate and high concentrations of lipid and vitamin E. *Aquaculture*, 219, 715-738.

Chandrashekar, K. & Deosthale, Y.G. (1993) Proximate composition, amino acid, mineral and trace element content of the edible muscle of 20 indian fish species. *Journal of food composition and analysis*, 6, 195-200.

Chapman, R.A.; Mackay, K. (1949). The estimation of peroxides in fats and oils by the ferric thiocyanate method. *The Journal of the American Oil Chemists' Society*, 26, 360-363.

Contreras-Calderón, J., Calderón-Jaimes, L., Guerra-Hernández, E., García-Villanova, B. (2011). Antioxidant capacity, phenolic content and vitamin C in pulp, peel and seed from 24 exotic fruits from Colombia. *Food Research International*. 44, 2047-2053.

Damodaran, S.; Parkin, K.L.; Fennema, O.R., (2010). *Química de alimentos de Fennema*. (4th ed.). São Paulo:Artmed.

Dawczynski, C. et al. (2013) Randomized placebo-controlled intervention with n-3 LC-PUFA supplemented yoghurt: Effects on circulating eicosanoids and cardiovascular risk factors. *Clinical Nutrition*. 32, 686-696.

Delbarre-Ladrat, C.D. Cheret, R., Taylor, R., Verrez-Bagnis, V. (2006). Trends in postmortem aging in fish: Understanding of proteolysis and disorganization of the myofibrillar structure. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 46(5), 409-421.

Ellman, G.L. (1959). Tissue sulfhydryl groups. *Archives Biochemistry and Biophysics*, 82, 70-77.

Fidalgo, L.G., Saraiva, J.A., Aubourg, S.P., Vázquez, M., Torres, J.A. (2014) Effect of high-pressure pre-treatments on enzymatic activities of Atlantic mackerel (*Scomber scombrus*) during frozen storage. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 23, 18-24.

Fracalossi, D.M. (2002) No rastro das espécies nativas. *Panorama Aquicultura*. 12, 43- 49.

Gao, J. et al. (2012). Effects of dietary palm oil supplements with oxidized and non-oxidized fish oil on growth performances and fatty acid compositions of juvenile Japanese sea bass, *Lateolabrax japonicas*. *Aquaculture*, 97-103.

Greene, R.E. et al. (2011). Regulation of inflammation in cancer by eicosanoids. *Prostaglandins and Other Lipid Mediators*. 96, 27-36.

Gunstone, F. D. (2002) *Vegetable Oils in Food Technology: Composition, Properties and Uses*, Blackwell Publishing: Oxford..

Hamilton, R.J., Kalu, C. Prisk, E., Padley, F.B., Pierce, H. (1997). Chemistry of free radicals in lipids. *Food Chemistry*. 60 (2), 193-199.

Hamre, et al. (1998). Oxidative stability of Atlantic salmon (*Salmo salar*, L.) fillet enriched in α -, γ - and δ -tocopherol through dietary supplementation. *Food Chemistry*, 62 (2), 173-178.

Harris, S. E., E. Huff-Lonergan, S. M. Lonergan, W. R. Jones, and D. Rankins (2001). Antioxidant status affects color stability and tenderness of calcium chloride-injected beef. *Journal of Animal Science*, 79, 666–677.

Harris, W.S. (2005). Extending the cardiovascular benefits of omega-3 fat acids. *Current Atherosclerosis Reports*. 7, 375-380.

Hartman, L. & Lago, B.C.A. (1973) Rapid preparation of fatty, methyl esters from lipids. *Laboratories Practices*, 22, 55-68.

Hernández, A., García, B.G., Jordán, M.J., Hernández, M.D. (2014). Improved conservation of gilthead seabream (*Sparus aurata*) in ice storage. The influence of doses of rosemary extract added to feed. *Aquaculture*. 426/427, 31-40.

Hosseini, S. V., et al. (2010). Influence of the in vivo addition of alpha-tocopheryl acetate with three lipid sources on the lipid oxidation and fatty acid composition of Beluga sturgeon, *Huso huso*, during frozen storage. *Food Chemistry*, 118, 341-348.

Huang, L., Xiong, Y.L, Kong, B., Huang, X., Li, J. (2013). Influence of storage temperature and duration on lipid and protein oxidation and flavour changes in frozen pork dumpling filler. *Meat Science*. 95, 295-301.

Jensen, C.; Lauridsen, C.; Bertelsen, G. (1998). Dietary Vitamin E: Quality and Storage Stability of Pork and Poultry. *Trends in Food Science and technology*, 9 (2), 62-72.

Kanner, J. (1994). Oxidative processes in meat and meatproducts: quality implications. *Meat Science*. 36 (1/2), 169-189.

- Karamucki, T., Jakubowska, M., Rybarczyk, A., Gardzielewska, J. (2013). The influence of myoglobin on the colour of minced pork loin. *Meat Science*. 94, 234-238.
- Karlsdottir, M.G. et al. (2014). Effects of temperature during frozen storage on lipid deterioration of saithe (*Pollachius virens*) and hoki (*Macruronus novaezelandiae*) muscles. *Food Chemistry*, 156, 234-242.
- Koolen, H.H.F, Silva, F.M.A, Gozzo, F.C., Souza, A.Q.L., Souza, A.D.L. (2013). Antioxidant, antimicrobial activities and characterization of phenolic compounds from buriti (*Mauritia flexuosa L. f.*) by UPLC-ESI-MS/MS. *Food Research International*, 51, 467-473.
- Levine, R. L. et al. (1990). Determination of carbonyl content in oxidatively modified proteins, *Methods in Enzymology*. 186, 464-478.
- Lichtfield, C. (1970). Taxonomic patterns in the fat content, fatty acid composition, and triglyceride composition of palmae seeds. *Chemical physics lipids*. 4, 96-103.
- Lowry, D.H.; Rosebrough, N.J.; Farr, A.L.; Randall, R.F. (1951). Protein measurement with the folin-phenol reagent. *Journal of Biological Chemistry*, 93, 265-275.
- Lowry, R.R.; Tinsley, I.J. (1976). Rapid colorimetric determination of free fatty Acids. *Journal of the American oil Chemists' Society*, 53, 470-472.
- Muñoz, et al. (2014). Effect of dietary supplementation with red wine extract or vitamin E, in combination with linseed and fish oil, on lamb meat quality. *Meat Science*. 98 (2), 116-123.
- Ng, W. & Wang, Y. (2011). Inclusion of crude palm oil in the broodstock diets of female Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, resulted in enhanced reproductive performance compared to broodfish fed diets with added fish oil or linseed oil. *Aquaculture*. 314, 122-131.
- Ng, W., Wang, Y., Ketchimenin, P., Yuen, K. (2004). Replacement of dietary fish oil with palmfatty acid distillate elevates tocopherol and tocotrienol concentrations and increases oxidative stability in the muscle of African catfish, *Clarias gariepinus*. *Aquaculture*. 233, 423-437.
- O'Brien, R. D. (1998). *Fats and Oils – Formulating and Processing for Applications*, Technomic Publishing Company: Lancaster.
- Pazos, M., Gallardo, J.M., Torres, J.L., Medina, I. (2005). Activity of grape polyphenols as inhibitors of the oxidation of fish lipids and frozen fish muscle. *Food Chemistry*, 92, 547-557.
- Peng, M. (2014). Growth performance, lipid deposition and hepatic lipid metabolism related gene expression in juvenile turbot (*Scophthalmus maximus L.*) fed diets with various fish oil substitution levels by soybean oil. *Aquaculture*, 433, 442-449.

Porte, A. (1999). Interesterificação enzimática na obtenção de substitutos de manteiga de cacau. *Boletim do CEPPA*. 17 (2), 115–126.

Prändl, O. et al. (1994). *Tecnologia e higiene de la carne*. Zaragoza: Acribia, 854 p.

Prates, J.A.M, Quaresmaa, M.A.G., Bessab, R.J.B., Fontes, C.M.G.A, Alfaia, C.M.P.M. (2006) Simultaneous HPLC quantification of total cholesterol, tocopherols and β -carotene in Barrosã-PDO veal. *Food Chemistry*. 94, 469-477.

Recknagel, R.O.; Glende, E.A. (1984). Spectrophotometric detection of lipid conjugated dienes. *Methods in Enzymology*. 105, 331-337.

Rodrigues, A.M.C.; Darnet, S.; Silva, L.H.M. (2010) Fatty Acid Profiles and Tocopherol Contents of Buriti (*Mauritia flexuosa*), Patawa (*Oenocarpus bataua*), Tucuma (*Astrocaryum vulgare*), Mari (*Poraqueiba paraensis*) and Inaja (*Maximiliana maripa*) Fruits. *Journal Brazilian of Chemical Society*. 21 (10), 2000-2004.

Serrano, R., Jordán, M.J., Bañón, S. (2014). Use of dietary rosemary extract in ewe lamb to extend the shelf life of raw and cooked meat. *Small Ruminant Research*. 116, 114-152.

Shahidi, F. (1998) Indicators of evaluation of lipid oxidation and off-flavor development in food. *Food Flavors: Formation, Analysis and Packaging Influences*, 40, 55- 68.

Silva, C. R. D. (2002). Bioativos Tropicais com Eficácia Comprovada. *Cosmetics & Toiletries*, 14 (1), 42-46.

Speranza, P. et al. (2015). Influence of emulsion droplet size on antimicrobial activity of interesterified Amazonian oils. *LWT- Food Science and Technology*. 60, 207-212.

Stadtman, E. R., & Levine, R. L. (2003). Free radical-mediated oxidation of free aminoacids and amino acid residues in proteins. *Amino Acids*, 25, 207–218.

Stocks, J. & Dormandy, T.L. (1971). The Autoxidation of Human Red Cell Lipids Induced by Hydrogen Peroxide. *British Journal of Haematology*, 20 (1), 95-111.

Tironi, V.A., Tomás, M.C., Añón, M.C. (2010). Quality loss during the frozen storage of sea salmon (*Pseudoperca semifasciata*). Effect of rosemary (*Rosmarinus officinalis* L.) extract. *LWT- Food Science and Technology*, 43, 263-272.

Vázquez, C. et al. (2014). White fish reduces cardiovascular risk factors in patients with metabolic syndrome: The WISH-CARE study, a multicenter randomized clinical trial. *Nutrition, metabolism & cardiovascular diseases*, 24, 328-335.

Veeck, A.P.L., et al. (2012). Lipid stability during the frozen storage of fillets from silver catfish exposed *in vivo* to the essential oil of *Lippia alba* (Mill.) NE Brown. *Journal of Science Food Agricultural*. 93, 955-960.

- Visentainer, J. V. et al. (2005). Influence of diets enriched with flaxseed oil on the α -linolenic, eicosapentaenoic and docosahexaenoic fatty acid in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Food Chemistry*, 90, 557-560.
- Wang, Y., Yuen, K., Ng, W. (2006). Deposition of tocotrienols and tocopherols in the tissues of redhybrid tilapia, *Oreochromis* sp., fed a tocotrienol-rich fraction extracted from crude palm oil and its effect on lipid peroxidation. *Aquaculture*, 253, 583-591.
- Xiong, Y.L. (2000). Protein oxidation and implications for muscle food quality. In: *Antioxidants in muscle foods*. Edited by Erick Decker, Cameron Faustman and Clemente J. Lopez-Bote. John Wiley & Sons Inc.
- Yamamoto, Y., Fujisawa, A., Hara, A., Dunlap W.C. (2001). An unusual vitamin E constituent (α -tocomonoenol) provides enhanced antioxidant protection in marine organisms adapted to coldwater environments. *Proceedures of National Academic of Sciences*, 98, 13144-13148.
- Zambuchini, B. Fiorini, D., Verdenelli, M.C., Orpianesi, C., Ballini, R. (2008). Inhibition of microbiological activity during sole (*Solea solea* L.) chilled storage by applying ellagic and ascorbic acids. *Food Science and Technology*, 41, 1733-1738.
- Zanatta, C.F.; Mitjans, M.; Urgatondo, V.; Rocha-Filho, P.A.; Vinardell, M.P. (2010). Photoprotective potential of emulsions formulated with Buriti oil (*Mauritia flexuosa*) against UV irradiation on keratinocytes and fibroblasts cell lines. *Food and Chemical Toxicology*, 48 (1), 70-75.

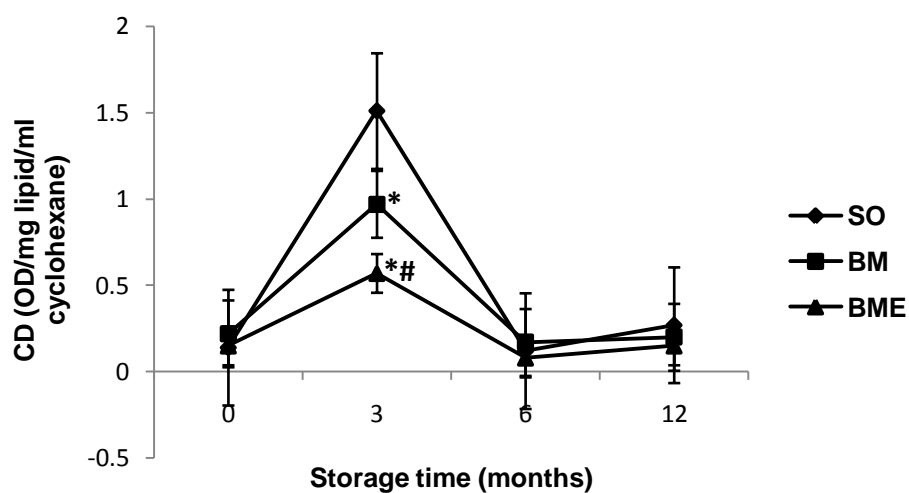


Fig. 1. Changes in the conjugated diene (CD) values of fish fillets during frozen storage.

*Different from the SO group by the Tukey's test ($p < 0.05$, $n=3$). #Different from the BM group by the Tukey's test ($p < 0.05$, $n=3$). SO, diet containing soybean oil; BM, diet containing buriti + murumuru oil; BME, diet containing enzymatically interesterified buriti + murumuru oil.

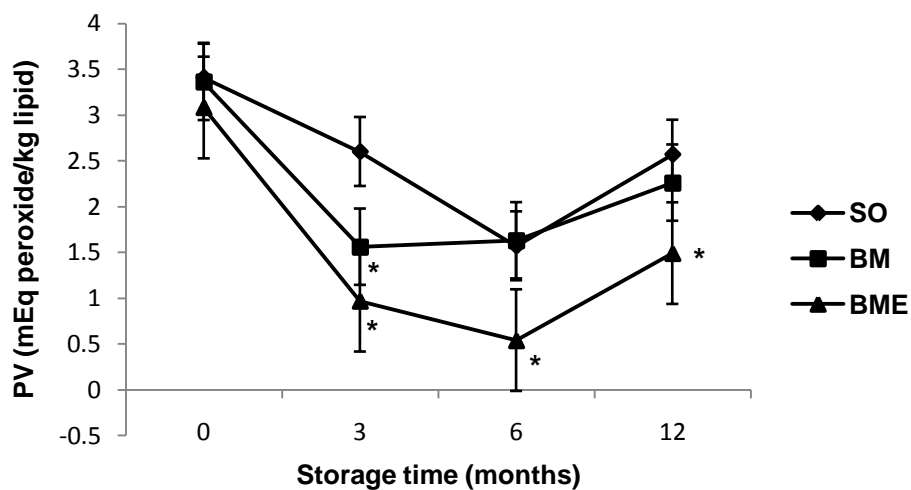


Fig. 2. Changes in the peroxides value (PV) of fish fillets during frozen storage.

*Different from the SO group by the Tukey's test ($p < 0.05$, $n=3$).

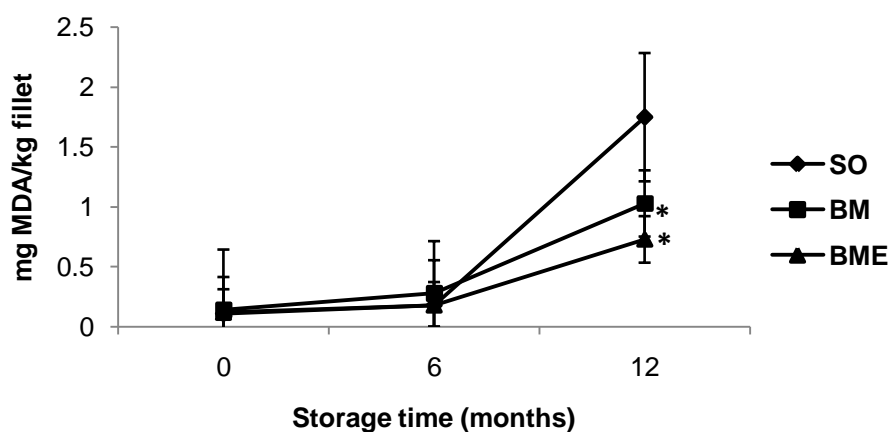


Fig. 3. Changes in TBARS values of fish fillets during frozen storage.

*Different from the SO group by the Tukey's test ($p < 0.05$, $n=3$). SO, diet containing soybean oil; BM, diet containing buriti + murumuru oil; BME, diet containing enzymatically interesterified buriti + murumuru oil.

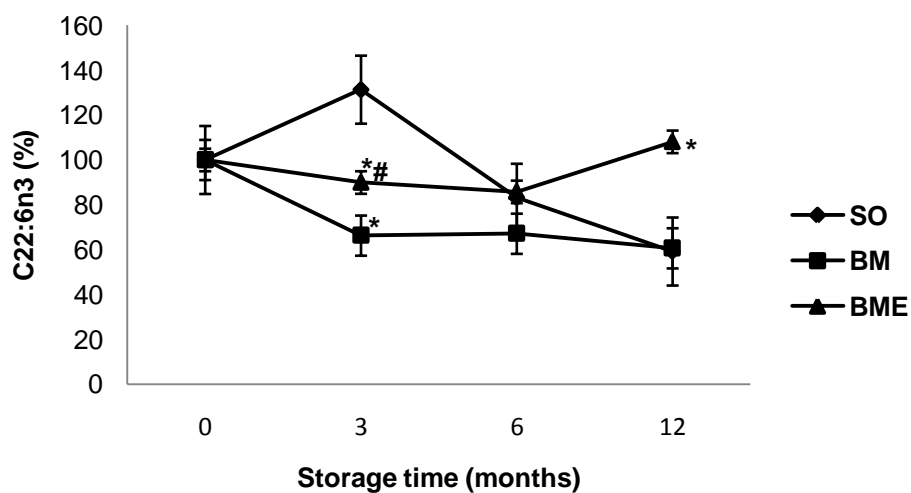


Fig. 4. Changes in C22:6n3 values of fish fillets during frozen storage.

*Different from the SO group by the Tukey's test ($p < 0.05$, $n=3$). #Different from the BM group by Tukey's test ($p < 0.05$, $n=3$). SO, diet containing soybean oil; BM, diet containing buriti + murumuru oil; BME, diet containing enzymatically interesterified buriti + murumuru oil.

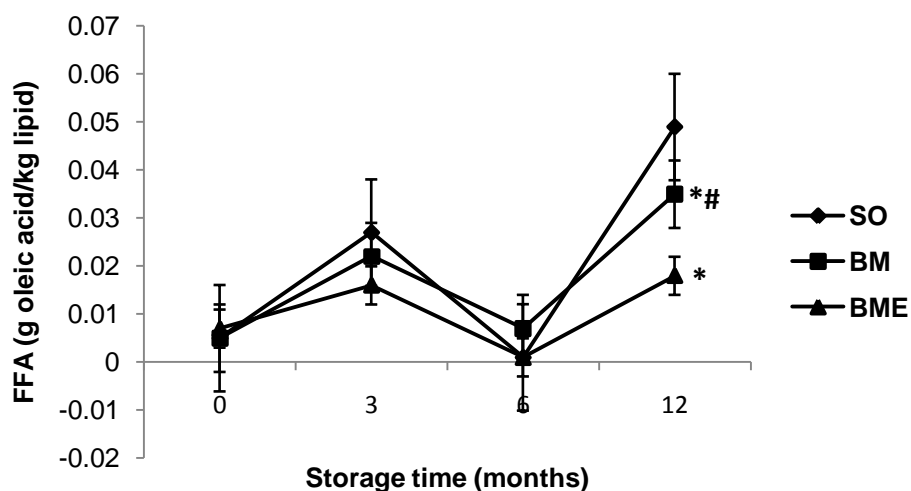


Fig. 5. Changes in free fatty acids (FFA) values of fish fillets during frozen storage. *Different from the SO group by the Tukey's test ($p < 0.05$, $n = 3$). #Different from the BME group by Tukey's test ($p < 0.05$, $n = 3$). SO, diet containing soybean oil; BM, diet containing buriti + murumuru oil; BME, diet containing enzymatically interesterified buriti + murumuru oil.

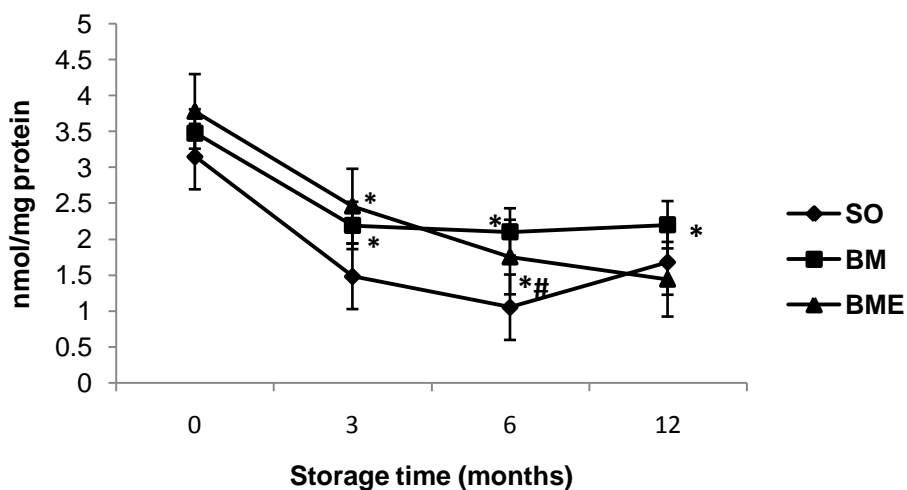


Fig. 6. Changes in protein carbonylation of fish fillets during frozen storage. *Different from the SO group by the Tukey's test ($p < 0.05$, $n = 3$). #Different from the BM group by the Tukey's test ($p < 0.05$, $n = 3$). SO, diet containing soybean oil; BM, diet containing buriti + murumuru oil; BME, diet containing enzymatically interesterified buriti + murumuru oil.

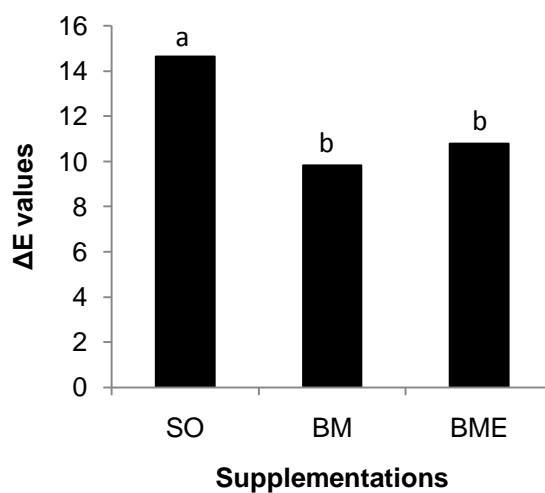


Fig. 7. Color changes of fillets during frozen storage time (ΔE).

^{a,b}Differences were observed among groups ($p > 0.05$, $n = 3$). SO, diet containing soybean oil; BM, diet containing buriti + murumuru oil; BME, diet containing enzymatically interesterified buriti + murumuru oil.

Table 7. Changes in the texture profile of fish fillets during frozen storage.

Months	SO				BM				BME			
	0	3	6	12	0	3	6	12	0	3	6	12
Hardness (N)	14.82±0.51 ^{bc,A}	17.95±0.53 ^{b,A}	22.42±0.22 ^{a,A}	13.35±0.22 ^{c,A}	18.07±1.17 ^{bc,A}	15.40±0.70 ^{c,b,A}	20.57±0.14 ^{a,A}	9.99±0.18 ^{c,A}	16.81±1.00 ^{c,b,A}	18.52±0.19 ^{a,A}	19.59±1.13 ^{a,A}	12.15±0.59 ^{b,A}
Springiness	0.37±0.01 ^{a,A}	0.37±0.00 ^{a,B}	0.34±0.02 ^{a,A}	0.36±0.00 ^{a,A}	0.37±0.00 ^{ab,A}	0.39±0.00 ^{a,AB}	0.33±0.01 ^{b,A}	0.37±0.01 ^{ab,A}	0.36±0.01 ^{b,A}	0.41±0.00 ^{a,A}	0.33±0.00 ^{a,A}	0.36±0.01 ^{a,A}
Cohesiveness	0.29±0.00 ^{c,AB}	0.38±0.00 ^{ab,A}	0.34±0.01 ^{b,A}	0.41±0.00 ^{a,AB}	0.32±0.01 ^{c,B}	0.38±0.01 ^{b,A}	0.36±0.00 ^{b,A}	0.44±0.00 ^{a,A}	0.27±0.00 ^{b,A}	0.38±0.00 ^{a,A}	0.37±0.01 ^{a,A}	0.39±0.00 ^{a,B}
Chewiness	1.50±0.03 ^{b,A}	2.01±0.01 ^{b,A}	1.59±0.23 ^{b,A}	2.59±0.45 ^{a,A}	2.47±0.10 ^{a,A}	2.00±0.04 ^{a,A}	1.11±0.02 ^{b,A}	2.30±0.36 ^{a,A}	1.72±0.10 ^{a,A}	2.22±0.10 ^{a,A}	1.44±0.02 ^{a,A}	2.20±0.21 ^{a,A}

Results are means± standard error (n=3); ^{a,b,c}Differences among between time points for the same treatment (Tukey's test; p<0.05); ^{A,B,C}Differences among treatments within the same time point. (Tukey's test; p<0.05). SO, diet containing soybean oil; BM, diet containing buriti + murumuru oil; BME, diet containing enzymatically interesterified buriti + murumuru oil.

3 DISCUSSÃO GERAL

Dietas artificiais para peixes devem suprir as exigências nutricionais, que são diferentes entre espécies, fase de desenvolvimento, sexo e condições ambientais de cultivo (COLDEBELLA; RADÜNZ NETO, 2002; MELO et al., 2001). Em vários estudos a utilização de óleo de soja na dieta para jundiás mostra-se eficiente quanto ao desempenho e composição da carne, promovendo sua ampla utilização como ingrediente energético ao longo dos anos (RORA et al., 2005). Devido a sua qualidade superior, o óleo de soja foi usado como padrão comparativo para testar os efeitos da suplementação das misturas *in natura* e esterificados dos óleos de buriti+murumuru, no desempenho e qualidade de filés de jundiá.

Neste estudo, a suplementação com mistura de óleos de Amazônia tratados enzimaticamente resultou em melhor desempenho dos animais quando comparada a suplementação com óleo de soja, com reflexos positivos na conversão alimentar e ganho de peso. Estes resultados demonstram que a suplementação de jundiás com blend de óleos de buriti+murumuru esterificados enzimaticamente é uma alternativa promissora para uso em dietas destinadas a piscicultura intensiva.

Estudos prévios mostram que a qualidade da carne de pescado é determinada principalmente pela composição de ácidos graxos presente na dieta (CANTELMO, 1989). Neste estudo, a dieta contendo óleo de soja teve maiores teores de ácidos graxos polinsaturados em relação às demais, refletindo-se na composição lipídica da carne. Da mesma forma, a suplementação com mistura de óleos (buriti+murumuru), *in natura* ou esterificados enzimaticamente, refletiu na composição lipídica dos filés, resultando em maior quantidade de ácidos graxos monoinsaturados para as duas suplementações (BM e BME) nos filés. A composição rica em ácidos graxos monoinsaturados diminui a suscetibilidade à oxidação lipídica, sendo vantajosa para a vida de prateleira da carne de pescado.

Quanto à composição centesimal dos filés de jundiás, pode-se verificar que os tratamentos não diferiram significativamente quanto aos teores de umidade, cinzas, proteína bruta e gordura. Os dados encontrados estão de acordo com Kubota e Emanuelli (2004), para a mesma espécie pesquisada. Desta forma, as diferentes

fontes lipídicas testadas nas dietas revelam potencial para inclusão, devido a contribuições na qualidade nutricional do pescado.

A composição rica em proteínas e aminoácidos essenciais, além de vitaminas e ácidos graxos essenciais, é um dos fatores que tem aumentado o consumo de pescado (GALVÃO; OETTERER, 2014). Neste estudo, pode-se inferir que o teor elevado de proteínas, a composição de ácidos graxos essenciais, além do baixo valor lipídico fazem do jundiá uma espécie promissora para o consumo intensivo.

A aceitação sensorial certamente é um dos parâmetros mais analisados quando se elabora um novo produto com intuito de comercialização. Da mesma forma, este estudo avalia a aceitação de consumidores quanto aos parâmetros de cor, odor e sabor em filés de jundiás cozidos submetidos a dietas experimentais. O parâmetro odor não apresentou diferença estatística ($p > 0,05$) entre os tratamentos. Geralmente, o odor de peixes é caracterizado por deteriorações lipídicas e microbiológicas, contudo o alto índice de frescor que os filés apresentaram não levou à percepção de diferenças. Os dados encontrados estão em concordância com o estudo de Hixson et al. (2014), no qual não foi percebida diferença no pescado submetido a diferentes fontes lipídicas nas dietas.

Quanto ao sabor, os filés de peixes suplementados com blends de óleos submetidos ao tratamento enzimático (BME) apresentaram menor escore de aceitação pelos julgadores. Esse fato pode ser explicado porque a interesterificação enzimática ressalta o sabor do óleo (O'Brien, 1998), sendo neste estudo vantajoso ao consumo dos peixes, mas que se refletiu diretamente sobre a percepção sensorial da carne.

Embora não se tenha detectado alterações visíveis na coloração dos filés crus de animais suplementados com as distintas fontes de óleos, a cocção parece ter exercido influência sobre este parâmetro. Os filés resultantes da suplementação com blend de óleos submetidos ao tratamento enzimático tiveram menor índice de aceitação em relação à suplementação com blends de óleos *in natura*. Em contrapartida, não se descarta a hipótese de maior deposição de carotenóides nos filés dos peixes suplementados com óleos esterificados enzimaticamente, acarretando sabor indesejável à carne. Isso pode estar relacionado ao maior consumo da dieta e conseqüente maior deposição de gordura no filé. Contudo, a coloração da dieta rica em carotenóides só se reflete no músculo quando há exigência de alto teor de lipídios pela espécie, como nos salmonídeos, pois aumenta

a capacidade de absorção desta classe de antioxidantes pelos peixes (RIBAYA-MERCADO, 2002).

Quanto aos compostos voláteis dos filés cozidos, observaram-se as maiores alterações na composição do hexanal, o qual é um marcador das reações de oxidação lipídica. BM e BME apresentaram diferença significativa em relação a SO, o qual apresentou teores maiores de hexanal. Isso se deve à composição lipídica encontrada nos filés para os diferentes tratamentos. O tratamento SO obteve os maiores níveis de PUFA, refletindo em uma maior suscetibilidade à oxidação, mesmo no filé fresco submetido a cozimento (TURCHINI, 2007; WEBER et al., 2008). O mesmo foi encontrado para os parâmetros de oxidação (ácidos graxos livres, dienos conjugados, peróxidos, TBARS, proteínas carboniladas e grupos sulfidrílicos) estudados na segunda parte deste trabalho.

Os valores baixos de TBARS encontrados até 12 meses de congelamento dos filés de jundiá suplementados com as diversas fontes lipídicas demonstram que o pescado está próprio para consumo. Os filés de jundiás suplementados com óleo de soja apresentaram os maiores valores de TBARS, com 1,7 mg de MDA/kg de carne. Contudo, este tratamento ainda está próprio para o consumo, pois Al-Kahtani (1996) relata que a carne pode ser consumida até o teor de 3 mg de MDA/kg de carne, sem percepção de alterações no sabor.

As substâncias indicativas das reações primárias de oxidação (dienos conjugados e peróxidos) foram lentamente consumidas ao longo do tempo de congelamento dos filés de jundiá. A vitamina E estava presente em maior quantidade nos peixes suplementados com óleos da Amazônia, o que se refletiu em menores valores dos compostos de oxidação. O acontecimento mais lento da oxidação lipídica está também relacionado à presença de carotenóides e polifenóis nas dietas, os quais também exercem efeito antioxidante.

Os valores de ΔE encontrados para demonstrar alterações na cor dos filés de jundiá ao longo do tempo de congelamento também revelaram diferenças entre as diferentes fontes lipídicas oferecidas aos peixes. A suplementação com óleo de soja apresentou maior valor de ΔE , sendo indicado como uma percepção sensível na alteração da cor. Esta modificação também pode estar associada ao estágio avançado de oxidação em relação aos outros tratamentos. Contudo, a oxidação lipídica parece não ter sido relevante para determinar modificações nos atributos de textura. Os dados analisados de oxidação proteica relatam um declínio do conteúdo

das proteínas carboniladas ao longo do tempo para a suplementação com a mistura de óleos (buriti+murumuru) interesterificados enzimaticamente. Esses dados se refletem nas propriedades antioxidantes das suplementações com óleos da Amazônia, inibindo ou retardando a deterioração dos aminoácidos presentes nos filés.

O teor de ácidos graxos poliinsaturados dos filés de jundiás após o abate foi maior para a suplementação utilizando óleo de soja, o que pode explicar a maior suscetibilidade à oxidação lipídica. Ao longo do congelamento, houve maior degradação de ácido docosahexaenóico para esta fonte lipídica oferecida aos animais. Foi observada baixa relação n-3/n-6, independente da suplementação, o que é esperado para espécies de água doce como o jundiá (STEFFENS, 1997).

A quantidade de ácidos graxos monoinsaturados (MUFA) foi maior do que a de poliinsaturados, nos filés de jundiás, para todas as suplementações testadas. A mesma composição foi encontrada em filés para a mesma espécie, ao alimentar jundiás com óleos de soja e arroz (WEBER, 2007). O autor sugere que esta diferença na composição lipídica dos filés se deve à criação dos peixes em tanques experimentais, onde há ausência de alimentos como algas e plantas, os quais fornecem maiores quantidades de PUFA. Desta forma, é compreensível que a suplementação com a mistura buriti+murumuru com modificação dos lipídios seja considerada menos suscetível à oxidação. Os ácidos graxos monoinsaturados presentes nestes lipídios são menos reativos ao oxigênio do que os poliinsaturados, devido a menor presença de insaturações.

Do ponto de vista nutricional, é desejável que o pescado obtenha em sua composição dois ácidos graxos importantes à saúde: EPA e DHA. Estes compostos são precursores para formação de eicosanóides, os quais possuem funções importantes à saúde, como prevenção de doenças cardiovasculares e benefícios sobre a imunidade e doenças inflamatórias (DAWCZYNSKI et al., 2013; GREENE et al., 2011). O conteúdo de EPA foi menor para as suplementações com misturas de óleos (buriti+murumuru) que nos filés de peixes suplementados com óleo de soja. No entanto, a razão n-3/n-6 não foi modificada. Esses dados estão de acordo com a composição de ácidos graxos presente na dieta oferecida aos peixes e se refletiu na qualidade do pescado.

Entre os tratamentos, pode-se observar que a suplementação com mistura de óleos de buriti+murumuru interesterificados enzimaticamente resultou em maior

proteção contra as reações de oxidação lipídica dos filés. Contudo, esta suplementação se refletiu em menor aceitação sensorial quanto aos parâmetros de cor e sabor dos filés cozidos. Além disso, a composição de ácidos graxos de filés leva prejuízo na aceitabilidade pelo consumidor, por possuir baixos teores de ácidos graxos essenciais à manutenção da saúde. A suplementação com óleo de soja resultou em maior suscetibilidade dos filés às reações de deterioração lipídica. Este fato está relacionado ao maior teor de ácidos graxos poliinsaturados, os quais são o atrativo para o consumo de peixes.

CONCLUSÃO

- Comparado ao óleo de soja, misturas de óleos (buriti+murumuru) *in natura* e interesterificados enzimaticamente, utilizados em dietas para peixes acarretam em melhorias no desempenho, sem afetar a composição dos filés.
- A suplementação com misturas de óleos (buriti+murumuru) diminui a formação de compostos de oxidação lipídica.
- A utilização de dietas contendo misturas de óleos (buriti+murumuru) *in natura* teve melhor aceitação sensorial dos filés, quanto à cor, odor e sabor.
- Filés de jundiás que foram suplementados com misturas de óleos (buriti+murumuru) *in natura* e esterificados enzimaticamente tiveram menor formação de compostos voláteis indicativos de oxidação lipídica e proteica.

REFERÊNCIAS

- ACKMAN, R.G.; TAKEUCHI, T. Comparison of fatty acids and lipids of smolting hatchery fed and wild atlantic salmon *Salmo salar*. **Lipids**, v. 21, p. 117-120, 1986.
- AGUEDO, M. et al. Calorimetric study of milk fat/rapeseed oil blends and their interesterification products. **European Journal of Lipid Science and Technology**. v. 111, p. 376–385, 2009.
- AL-KAHTANI, H.A. Chemical changes after irradiation and post-irradiation storage in tilapia and Spanish mackerel. **Journal of Food Science**. V. 91, p. 729-733, 1996.
- AUBOURG, S. P. Loss of quality during the manufacture of canned fish products. **Food Science and Technology International**. v. 7, p. 199-215, 2001.
- BALDISSEROTTO, B.; RADÜNZ NETO, J. **Criação de jundiá**, Editora UFSM, 2004, 232 p.
- BRASIL. Ministério da Pesca. **Boletim Estatístico de Pesca e Aquicultura**. Brasília, DF, 2012.
- CANTELMO, .A. Nutrição de peixe e aquicultura. In: Hernandez, A. (Ed.). **Cultivo de colossoma**. Bogotá: Guadalupe, 1989, 475 p.
- CARNEIRO, P.C.F.; MIKOS, J.D. Frequência alimentar e crescimento de alevinos de jundiá, *Rhamdia quelen*. **Ciência Rural**, v. 35, n.1, p. 187-191, 2005.
- CARVALHO, P. O. et al. Aplicação de lipases microbianas na obtenção de concentrados de ácidos graxos poliinsaturados. **Química Nova**. v. 26, n.1, p. 75-80, 2003.
- COLDEBELLA, I. J.; RADÜNZ NETO, J. Farelo de soja na alimentação de alevinos de jundiá (*Rhamdia quelen*). **Ciência Rural**. v. 32, n.3, p. 499-503, 2002.
- COSTA, P.A. et al. Phytosterols and tocopherols content of pulps and nuts of Brazilian fruits. **Food Research International**. V.43, p. 1603-1606, 2010.
- DAMODARAN, S. et al. **Química de alimentos de Fennema**. 4ª edição. Ed. Artmed., 2010, 900p.
- DAWCZYNSKI, C. et al. Randomized placebo-controlled intervention with n-3 LC-PUFA supplemented yogurt: Effects on circulating eicosanoids and cardiovascular risk factors. **Clinical Nutrition**. N. 32, p. 686-696, 2013.
- DURNFORD, E.; SHAHIDI, F. Flavour of fish meat. **Flavor of Meat, Meat Products and Seafoods**. p.131–158, 1998.
- EMANUELLI, T.; PICCOLO, J. Qualidade da carne de jundiá (*Rhamdia quelen*). Em: Workshop sobre jundiá. Barcellos, L.J.G.; Fagundes, M.; Ferreira, D.

(Organizadores). Editora Universidade de Passo Fundo: Passo Fundo, 2013. P. 47-77.

FAO. **Quality and quality changes in fresh fish: post mortem changes in fish.** Roma: FAO, 2003. Disponível em <<http://www.fao.org/docrep/v7180e/v7180e06.htm>> Acesso em: 01/10/2013.

FARKAS, T. et al. Metabolism of fatty acids in fish. II. Biosynthesis of fatty acids in relation to diet in the carp, *Cyprinus carpio* Linnaeus 1758. **Aquaculture.** v. 14, p. 57-65, 1978.

FENNEMA, R. O. **Química de los alimentos.** 3ª Ed., Acribia S.A., Zaragoza, Spain, 2000. 1258 p.

FRACALOSSO, D.M. et al. No rastro das espécies nativas. **Panorama Aquicultura.** v. 12, p. 43- 49, 2002.

FREITAS, M. Amazônia e desenvolvimento sustentável: um diálogo que todos os brasileiros deveriam conhecer. Petrópolis, RJ: Vozes, 2004.

GANDHI, N.N. et al. Application of lipase. **Journal of the American Oil Chemists' Society.** v. 74, n. 6, p. 621-634, 1997.

GIBON, V. Enzymatic interesterification of oils. **Lipid technology.** v. 23, n.12, p. 274-277, 2011.

GOMES, L. C. et al. Biologia do jundiá *Rhamdia quelen* (Teleostei, Pimelodidae). **Ciência Rural.** V. 30, n.1, p. 179-185, 2000.

GREENE, D.H.S.; SELIVONCHICK, D.P. Effects of dietary vegetable, animal and marine lipids on muscle lipid and hematology of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). **Aquaculture.** N.89, p.165–182, 1990.

GREENE, R.E. et al. Regulation of inflammation in cancer by eicosanoids. **Prostaglandins and Other Lipid Mediators.** N.96, p. 27-36, 2011.

GUNSTONE, F. D.; **Vegetable Oils in Food Technology: Composition, Properties and Uses.** Blackwell Publishing: Oxford, 2002.

HALILOGLU, H.I. et al. Comparisons of fatty acid composition in some tissues of rainbow (*Oncorhynchus mykiss*) living in seawater and freshwater. **Food Chemistry,** v.86, p.55-59, 2003.

HALLIER, A, et al. New gas chromatography–olfactometric investigative method, and its application to cooked *Silurus glanis* (*European catfish*) odor characterization. **Journal of Chromatography A.** v. 1056, p. 201-208, 2010.

HALVER, J.E.; HARDY, R.W. **Fish Nutrition.** 3rd ed. Academic Press, San Diego, pp. 181-257, 2002.

HARDY, R.W.; LEE, C. Aquaculture feed and seafood quality. **Buletin of Fisheries Research Agency.** V. 31, p. 43–50, 2010.

HEADLAM, H. A.; DAVIES, M. J. Beta-scission of side-chain alkoxy radicals on peptides and proteins results in the loss of side chains as aldehydes and ketones. **Free Radical in Biology and Medicine**. V. 32, p. 1171-1184, 2002.

HIXSON, S.M., et al. Full substitution of fish oil with camelina (*Camelina sativa*) oil, with partial substitution of fish meal with camelina meal, in diets for farmed Atlantic salmon (*Salmo solar*) and its effect on tissue lipids and sensory quality. **Food Chemistry**. V. 157, p. 51-61, 2014.

HUSUM *et al.* Enzymatic Interesterification: Process Advantages and Product Benefits. **Palm Oil Developments**. N. 39, p. 7-10, 2004.

IGLESIAS, J. et al. Study of the volatile compounds useful for the characterization of fresh and frozen thawed infant formula. **Food Chemistry**. V. 101, p. 1078–1086, 2009.

JENSEN, C.; LAURIDSEN, C.; BERTELSEN, G. Dietary Vitamin E: Quality and Storage Stability of Pork and Poultry. **Trends in Food Science and technology**, v.9, n.2, p.62-72, 1998.

JOSEPHSON, R.C. et al. Identification of volatile aroma compounds from oxidized frozen white fish (*Coregonus clupeaformis*). **Canadian Institute of Food Science and Technology**. n.17, p.178-182, 1984.

KAMAL-ELDIN, A.; APPELQVIST, L.A. The chemistry and antioxidant properties of tocopherols and tocotrienols. **Lipids**. v.31, n.7, p.671-701, 1996.

KAUSHIK, S. J. Fish oil replacement in aquafeeds. **Aquafeeds: Formulation & Beyond**. V. 1, n.1, p. 3-6, 2004.

KRIS-ETHERTON, P. M., et al. Bioactive compounds in foods: their role in the prevention of cardiovascular disease and cancer. **American Journal of Medicine**, v. 113, p. 71-88, 2002.

KUBITZA, F. “Off-flavor”, nutrição, manejo alimentar e manuseio pré-abate afetam a qualidade do peixe destinado à mesa. **Panorama da Aquicultura**. v. 9, n. 54, julho/agosto, 1999.

KUBOTA, E. H.; EMANUELLI, T. Processamento do pescado. In: BALDISSEROTTO, B.; RADÚNZ NETO, J. (Orgs.). **Criação de jundiá**. Santa Maria: Ed. UFSM, 2004. Cap. 11, p. 201-222.

LICHTFIELD, C. Taxonomic patterns in the fat content, fatty acid composition, and triglyceride composition of palmar seeds. **Chemical physics lipids**. V. 4, p. 96-103, 1970.

LINDEN G.; LORIENT, D. **Bioquímica Agroindustrial: revalorización alimentaria de la producción agrícola**. Acribia: España, 1996, 428 p.

LOSEKANN, M. et al. Alimentação do jundiá com dietas contendo óleos de arroz, canola ou soja. **Ciência Rural**. v. 38, n.1, p. 225-230, 2008.

LUKIW, W. J.; BAZAN, N. G. Docosahexaenoic acid and the aging brain. **Journal of Nutrition**. V. 138, p. 2510-2514, 2008.

MACEDO-VIÉGAS, E. M.; SOUZA, M. L. R. Pré- processamento e conservação do pescado produzido em piscicultura. In: CYRINO, J. E. P.; URBINATI, E. C.; FRACALOSSI, D. M.; CASTAGNOLLI, N. (Ed.) Tópicos Especiais em Piscicultura de Água Doce Tropical Intensiva. São Paulo: TecArt, 2004.

MAMBRIM, M. C. T.; BARRERA-ARELLANO, D. Caracterización de aceites de frutos de palmeras de La region amazônica Del Brasil. **Grasas y Aceites**. V 48, p. 154-158, 1997.

MANHÃES, L. R. T. Caracterização da polpa de buriti (*Mauritia flexuosa*, Mart.): um potente alimento funcional, 2007, 78 p. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia dos Alimentos) Luciana Ribeiro Trajano Manhães, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, RJ, 2007, disponível em: <http://www.dominiopublico.gov.br/download/texto/cp033815.pdf>. Acesso em janeiro de 2015.

MANHÃES, L.R.T.; SABAA-SRUR, A.U.O. Centesimal composition and bioactive compounds in fruits of buriti collected in Pará. **Ciência Tecnologia Alimentos**, 31(4), 856–863, 2011.

MANNING et al. Enrichment of channel catfish (*Ictalurus punctatus*) fillets with conjugated linoleic acid and omega-3 fatty acids by dietary manipulation. **Aquaculture**. V. 261, p. 337-342, 2006.

MARANGONI, A. G.; ROUSSEAU, D. Engeneering tryacylglycerols: the role of interesterification. **Trends in Food Science & Technology**. V. 6, p. 329-335, 1995.

MELO, J. F. B. et al. Uso de diferentes fontes e níveis de lipídios na alimentação de alevinos de jundiá *Rhamdia quelen*. **Pesquisa Agropecuária Gaúcha**. v. 7, n.1, p. 135-144, 2001.

MEYER, G.; FRACALOSSI, D. M. Estimation of jundiá (*Rhamdia quelen*) dietary amino acid requirements based on muscle amino acid composition. **Scientia Agrícola**, v. 62, p. 401-405, 2005.

MILO, C.; GROSCH, W. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**. 41 (1993) 2076.

O'BRIEN, R. D. Fats and Oils – Formulating and Processing for Applications. Technomic Publishing Company: Lancaster, 1998.

GALVÃO, J. A.; OETTERER, M. (Coord.). Qualidade e processamento de pescado. Rio de Janeiro: Elsevier, 237 p, 2014.

ÓRDOÑEZ, Jn. Tecnologia de alimentos. Volume 1. Componentes dos Alimentos e processos – 1a. Ed, Ed. Artmed – SP, 2005.

PORTE, A. Interesterificação enzimática na obtenção de substitutos de manteiga de cacau. **Boletim do CEPPA**. V. 17, n.2, p.115 – 126, 1999.

RAMALHO, V. C.; JORGE, N. Antioxidantes utilizados em óleos, gorduras e alimentos gordurosos. **Química Nova**. v. 29, n.4, p. 755-760, 2006.

REFSGAARD, H.et al. Isolation and quantification of volatiles in fish by dynamic headspace sampling and mass spectrometry. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**. V. 47 (3), p. 1114-1118, 1999.

REGOST, C. et al. Total replacement of fish oil by soybean or linseed oil with a return to fish oil in Turbot (*Psetta maxima*): 2. Flesh quality properties. **Aquaculture**. V. 220 (1-4), p. 737-747, 2003.

RIBAYA-MERCADO, J.D. Influence of dietary fat on β -carotene absorption and bioconversion into vitamin A. *Nutrition Review*, v. 60, p. 104–110, 2002.

RODRIGUEZ-ESTRADA, M. et al. Effect of different cooking methods on soe lipid and protein components of Hamburguers. **Meat Science**. N. 45, p. 365-375, 1997.

RORA, A.M.B, et al. Influence of high content of dietary soybean oil on quality of large fresh, smoked and frozen Atlantic salmon (*Salmo salar*). **Aquaculture International**. N. 13, p. 217-231, 2005.

RUFF, N. et al. Distribution of α -tocopherol in fillets of turbot (*Scophthalmus maximus*) and Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*), following dietary α -tocopheryl acetate supplementation. **Aquaculture Nutrition**, v.10, p.75-81, 2004.

SALHI et al. Growth, feed utilization and body composition of black catfish, *Rhamdia quelen*, fry fed diets containing different protein and energy levels. **Aquaculture**. V. 231, p. 435-444, 2004.

SARGENT, J.G.M. et al. Recent developments in the essential fatty acid nutrition of fish. **Aquaculture**, Amsterdam, v.177, p.191-199, 1999.

SEN, C. K. et al. Tocotrienols: Vitamin E beyond tocopherols. **Life Science**. V. 78, n. 18, p. 2088-2098, 2006.

SHAHIDI, F. Indicators of evaluation of lipid oxidation and off-flavor development in food. **Food Flavors: Formation, Analysis and Packaging Influences**. p. 55- 68, 1998.

SIKORSKI, Z. et al. Protein changes in frozen fish. **Critical Review of Food Science and Nutrition**. v. 8, p. 97-129, 1976.

SIKORSKI, Z. Protein changes in muscle foods dur to freezing and frozen storage. **International Journal of Refrigeration**. v.1, n.3, 1978.

SILFVERGRIP, Anders MC. A systematic revision of the Neotropical catfish genus *Rhamdia* (Teleostei, Pimelodidae). Department of Zoology. University of Stockholm, 1996.

SILVA, C. R. D. Bioativos Tropicais com Eficácia Comprovada. **Cosmetics & Toiletries**. v. 14, n.1, 2002.

SILVA, F.A. et al. Métodos para avaliação do grau de oxidação lipídica e da capacidade antioxidante. **Química Nova**. V. 22, n.1, p. 94-103, 1999.

SILVA, S.P. **Frutas no Brasil**. São Paulo: Empresa das Artes, 1996. 233p.

SOUZA, J. S. I. **Enciclopédia agrícola brasileira**. São Paulo: Editora da Universidade de São Paulo- EDUSP/ESALQ, 1995. 512p.

SOYER, A. Effects of Freezing Temperatures and Frozen Storage Time on Lipid and Protein Oxidation in Chicken Meats. **Food Chemistry**, v. 120, 1025-1030, 2010.

STADTMAN, E.R. Protein oxidation and aging. **Science**. V. 257, p. 1220–1224, 1992.

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

TURCHINI, G.M. Effects of dietary lipid source on fillet chemical composition, flavor volatile compounds and sensory characteristics in the freshwater fish tench (*Tinca tinca* L.). **Food Chemistry**. V. 102, p. 1144-1155, 2007.

TAVARES, M. et al. Composição química e estudo anatômico dos frutos de buriti do Município de Buritizal, Estado de São Paulo. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v.62, n.3, p. 227-232, 2003.

TOLEDO, M. C. F.; ESTEVES, W.; HARTMANN, E. M.; Ciência e Tecnologia dos Alimentos. 1985, 5, 1.

VILLENEUVE, P. et al. Customizing lipases for biocatalysis: a survey of chemical, physical and molecular biological approaches. **Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic**. V. 9, p. 113-148, 2000.

volatiles in fish by dynamic headspace sampling and mass spectrometry. *Journal*

WANG, T. Soybean oil. In: GUNSTONE, F.D. (Ed.). **Vegetable oils in food technology: composition, properties and uses**. Blackwell Publishing: Oxford, 2002.

WEBER, J. Estabilidade lipídica de filés de jundiá (*Rhamdia quelen*), 2007, 81p. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia dos Alimentos) Jucieli Weber, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, RS, 2007, disponível em: <http://cascavel.cpd.ufsm.br/tede/tde_busca/arquivo.php?codArquivo=1259>. Acesso em: janeiro 2015.

WEBER, J. et al. Effect of different cooking methods on the oxidation, proximate and fatty acid composition of silver catfish (*Rhamdia quelen*) fillets. **Food Chemistry**. v. 106, p. 140-146, 2008.

Xiong, Y. L. **Protein oxidation and implications for muscle food quality**. Pages 85–111 In: Antioxidants in Muscle Foods. E. A. Decker, C. Faustman, and C. J. Lopez-Bote, ed. Wiley, New York, 2000.

ZAMBUCHINI, B. et al. Inhibition of microbiological activity during sole (*Solea solea* L.) chilled storage by applying ellagic and ascorbic acids. **Food Science and Technology**, v. 41, p. 1733-1738, 2008.

ZHENG, X. et al. Effects of diets containing vegetable oil on expression of genes involved in highly unsaturated fatty acid biosynthesis in liver of Atlantic salmon (*Salmo salar*). **Aquaculture**, Amsterdam, v.236, p.467-483, 2004 (a).

ANEXOS

ANEXO A - Ficha de análise sensorial fornecida aos julgadores, quanto aos parâmetros de cor, sabor e odor.

Nome: _____

Data: ____/____/____

Você está recebendo amostras de **Filés de peixe**. Prove e avalie colocando as amostras em ordem decrescente de sua preferência COR:

Preferência	Código da amostra
Primeira (MAIS GOSTOU)	_____
Segunda	_____
Terceira	_____

Comentários:

Nome: _____

Data: ____/____/____

Você está recebendo amostras de **Filés de peixe**. Prove e avalie colocando as amostras em ordem decrescente de sua preferência SABOR:

Preferência	Código da amostra
Primeira (MAIS GOSTOU)	_____
Segunda	_____
Terceira	_____

Comentários:

Nome: _____

Data: ____/____/____

Você está recebendo amostras de **Filés de peixe**. Prove e avalie colocando as amostras em ordem decrescente de sua preferência ODOR:

Preferência	Código da amostra
Primeira (MAIS GOSTOU)	_____
Segunda	_____
Terceira	_____

Comentários:

ANEXO B - Termo de consentimento livre esclarecido fornecido aos julgadores da análise sensorial.

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA MARIA

TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE E ESCLARECIDO

Título do projeto: AVALIAÇÃO DA ESTABILIDADE DE FILÉS DE JUNDIÁ (RHAMDIA QUELEN) ALIMENTADOS COM ÓLEOS DE FRUTOS DA AMAZÔNIA.

Pesquisador responsável: Prof^a. Dr^a. Tatiana Emanuelli.

Instituição/Departamento: Departamento de Tecnologia e Ciência dos Alimentos – CCR.

Telefone para contato (inclusive a cobrar): (55) 3220-8547.

Pesquisadores participantes: Caroline Sefrin Speroni.

Telefone: (55) 8134-6015.

Você está sendo convidado (a) para participar, como voluntário, em uma pesquisa. Você precisa decidir se quer participar ou não. Por favor, não se apresse em tomar a decisão. Leia cuidadosamente o que se segue e pergunte ao responsável pelo estudo qualquer dúvida que você tiver. Após ser esclarecido (a) sobre as informações a seguir, no caso de aceitar fazer parte do estudo, assine ao final deste documento, que está em duas vias. Uma delas é sua e a outra é do pesquisador responsável. Em caso de recusa você não será penalizado (a) de forma alguma.

Procedimentos a serem realizados

Você receberá amostras de filé de pescado cozido que deverão ser avaliadas em relação aos parâmetros de cor, odor e sabor, e para tanto, deverão ser analisadas visualmente e mastigadas, mas não necessariamente deglutidas.

Riscos possíveis e benefícios esperados

Fica claro que você não é obrigado a participar do projeto. No caso de recusa você não terá nenhum tipo de prejuízo. A qualquer momento da pesquisa você é livre para retirar o consentimento.

Pode ocorrer desconforto quanto à aparência ou odor do pescado, e no caso de você possuir alergia a peixe ou frutos do mar não é recomendado que participe desse estudo.

Não haverá benefício financeiro pela participação e nenhum custo.

Você não terá benefícios diretos, entretanto, ajudará a avaliar se a alimentação de Jundiás com óleos da Amazônia modifica as características de sabor, cor e odor nos filés.

Garantia de acesso

Em qualquer etapa do estudo, você terá acesso aos profissionais responsáveis pela pesquisa para esclarecimento de eventuais dúvidas.

Garantia de sigilo

Se você concordar em participar do estudo, seu nome e identidade serão mantidos em sigilo e seus dados serão analisados em conjunto com os de outros participantes, assim, não aparecerão informações que possam lhe identificar. A menos que requerido por lei ou por sua solicitação, somente o pesquisador, a equipe do estudo e o Comitê de Ética terão acesso a suas informações para verificar as informações do estudo.

Utilização dos dados obtidos

O material coletado e os seus dados serão utilizados somente para esta pesquisa e ficarão guardados com o pesquisador pelo período de cinco anos, após o qual serão destruídos.

Consentimento da participação da pessoa como julgador em teste de análise sensorial.

Eu, _____, abaixo assinado, concordo em participar do estudo de análise sensorial de jundiá como julgador. Fui suficientemente informado a respeito das informações que li ou que foram lidas para mim, descrevendo o estudo **“AVALIAÇÃO DA ESTABILIDADE DE FILÉS DE JUNDIÁ (RHAMDIA QUELEN) ALIMENTADOS COM ÓLEOS DE FRUTOS DA AMAZÔNIA”**. Eu discuti com a Dra. Tatiana Emanuelli sobre a minha decisão em participar nesse estudo. Ficaram claros para mim quais são os propósitos do estudo, os procedimentos a serem realizados, seus desconfortos e riscos, as garantias de confidencialidade e de esclarecimentos permanentes. Ficou claro também que minha participação é isenta de despesas. Concordo voluntariamente em participar deste estudo e poderei retirar o meu consentimento a qualquer momento, antes ou durante o mesmo, sem penalidades ou prejuízo ou perda de qualquer benefício que eu possa ter adquirido.

Local e data _____

Nome e Assinatura do sujeito ou responsável: _____

Declaro que obtive de forma apropriada e voluntária o Consentimento Livre e Esclarecido deste sujeito de pesquisa ou representante legal para a participação neste estudo.

Santa Maria _____, de _____ de 20____

Pesquisador responsável

Se você tiver alguma consideração ou dúvida sobre a ética da pesquisa, entre em contato: Comitê de Ética em Pesquisa – UFSM - Cidade Universitária - Bairro Camobi, Av. Roraima, nº1000 - CEP: 97.105.900 Santa Maria – RS. Telefone: (55) 3220-9362 – Fax: (55)3220-8009 Email: comiteeticapesquisa@smail.ufsm.br. Web: www.ufsm.br/cep