

UNIVERSIDADE DE MOGI DAS CRUZES
VANESSA APARECIDA ROCHA OLIVEIRA VIEIRA

Determinação da composição lipídica e protéica durante a fase de
engorda da tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*):
comparação entre duas variedades e o híbrido intra-específico

Mogi das Cruzes, SP
2008

Livros Grátis

<http://www.livrosgratis.com.br>

Milhares de livros grátis para download.

UNIVERSIDADE DE MOGI DAS CRUZES
VANESSA APARECIDA ROCHA OLIVEIRA VIEIRA

Determinação da composição lipídica e protéica durante a fase de engorda da tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*): comparação entre duas variedades e o híbrido intra-específico

Dissertação de Mestrado apresentado ao curso de Mestrado em Biotecnologia da Universidade de Mogi das Cruzes como parte do requisito para conclusão do curso

Área de concentração: Ciências Ambientais

Orientadora: Profa. Dra. Renata Guimarães Moreira
Co- Orientador: Prof. Dr. Alexandre Wagner S. Hilsdorf

Mogi das Cruzes, SP
2008

FICHA CATALOGRÁFICA

Universidade de Mogi das Cruzes - Biblioteca Central

Vieira, Vanessa Aparecida Rocha Oliveira

Determinação da composição lipídica e protéica durante a fase de engorda da tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) : comparação entre duas variedades e o híbrido intra-específico / Vanessa Aparecida Rocha Oliveira Vieira. -- 2008.

133 f.

Dissertação (Mestrado em Biotecnologia) - Universidade de Mogi das Cruzes, 2008

Área de concentração: Ciências Ambientais

Orientador: Profa. Dra. Renata Guimarães Moreira

1. *Oreochromis niloticus* 2. *Red Stirling* 3. Chitralada
4. Lipídios 5. Proteínas 6. Ácidos graxos I. Título II. Moreira, Renata Guimarães

CDD 636.0883

ATAS

ATA DA SESSÃO PÚBLICA DE APRESENTAÇÃO DE DISSERTAÇÃO DE MESTRADO EM BIOTECNOLOGIA DA UNIVERSIDADE DE MOGI DAS CRUZES

Às treze horas do dia dezessete de março de dois mil e oito, na Universidade de Mogi das Cruzes, realizou-se a defesa de dissertação "Determinação da composição lipídica e proteica durante a fase de engorda da Tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*): comparação entre duas variedades e o híbrido intra-específico" para obtenção do grau de Mestre pelo(a) candidato(a) **Vanessa Aparecida Rocha Oliveira Vieira**. Tendo sido o número de créditos alcançados pelo(a) mesmo(a) no total de 48 (quarenta e oito), a saber: 24 unidades de crédito em disciplinas de pós-graduação e 24 unidades de crédito no preparo da dissertação, o(a) aluno(a) perfaz assim os requisitos para obtenção do grau de Mestre. A Comissão Examinadora estava constituída dos Senhores Professores Renata Guimarães Moreira e Tiago Rodrigues da Universidade de Mogi das Cruzes e Neuza Sumico Takahashi do Instituto de Pesca, sob a presidência do primeiro, como orientador da dissertação. A Sessão Pública da defesa de dissertação foi aberta pelo Senhor Presidente da Comissão que apresentou o(a) candidato(a). Em seguida o(a) candidato(a) realizou uma apresentação oral da dissertação. Ao final da apresentação da dissertação, seguiram-se as arguições pelos Membros da Comissão Examinadora. A seguir a Comissão, em Sessão Secreta, conforme julgamento discriminado por cada membro, considerou o(a) candidato(a)

aprovada por unanimidade
(aprovado(a)/reprovado(a)) (unanimidade/maioria)

Mogi das Cruzes, 17 de março de 2008.

Comissão Examinadora

Julgamento

Renata Guimarães Moreira
Prof.^a Dr.^a Renata Guimarães Moreira

aprovada
(aprovado(a)/reprovado(a))

Tiago Rodrigues
Prof. Dr. Tiago Rodrigues

APROVADA
(aprovado(a)/reprovado(a))

Neuza Sumico Takahashi
Prof.^a Dr.^a Neuza Sumico Takahashi

Aprovada
(aprovado(a)/reprovado(a))

AGRADECIMENTOS

À Universidade de Mogi das Cruzes e à FAEP pela bolsa e oportunidade de realizar o curso de mestrado;

À FAPESP pelo apoio financeiro para infra-estrutura do projeto;

À Indústria Brasileira do Peixe- Royal Fish pelo apoio e estrutura para realização das coletas;

Àos professores da Pós Graduação pela cordialidade e competência;

Ào Dr. Fernando Dini Andreote pelo auxílio nas análises de PCA;

À Profa. Renata Guimarães Moreira pela confiança e dedicação, pelas palavras de conforto, pela ajuda incansável e por toda a atenção creditada a mim. Se uma pequena parte dos orientadores tivesse, além de suas capacidades intelectuais e competência, as qualidades que ela tem, essa etapa de nossa educação deixaria de ser um pouco menos “desesperadora” para algumas pessoas. Suas palavras marcaram durante a realização deste trabalho”No final tudo dá certo, se ainda não deu é porque não é o fim” e eu acreditei nisso nos momentos mais complicados;

À todos que auxiliaram as longas coletas e tiveram como recompensa deliciosos sucos de frutas vermelhas , coxinhas e esfihas. Renata Moreira, Alexandre Hilsdorf, Renato Honji, Jandyr, Juliane Suzuki, Amandinha, Cristiéle, Vanessa Xavier, Fabrício, Alexandre (Biju), Nicholas, Jairo, ,Juliana Viana, Sara e Paulo. Muito Obrigada!

Ao pessoal do laboratório de Reprodução e Metabolismo de Peixes pela árdua disputa por bancadas, tubos, reagentes, nitrogênio e um minuto de atenção da Profa.Renata;

Ao pessoal do Laboratório de Microbiologia, em especial a Profa. Elisa Espósito, por acolher os filhos que ficaram deserdados (Cristiéle, Aline, Kadu, Jaja e eu) quando o laboratório se mudou para USP;

À Rafaela Ferrari (mestre em informática) pelo auxílio administrativo e por emprestar sua salinha por alguns meses para que eu pudesse utilizar seu “santo”computador o qual foi o único em que foi possível instalar o programa que eu precisava;

À Renata Mesquita (secretária da CPG) pela ajuda e dedicação em relação a parte burocrática do mestrado;

À Profa. Regina L. C. Oliveira por ter realizado tudo que foi possível e estava ao seu alcance para me ajudar;

Ao Dr. Mathias Schreiner pelo auxílio com os “lipídios”, correções de inglês e por ter agüentado a Profa. Renata em nossas dúvidas;

Um agradecimento muito especial à Larissa Suzuki que me forneceu sua ajuda, paciência e competência no momento em que eu mais precisava e que foram imprescindíveis no término da parte prática deste trabalho;

À Crístiele por ter me ensinado as técnicas logo que entrei no laboratório e por ter me auxiliado quando ainda lhe restavam alguns minutos ociosos da sua vida no laboratório;

Ao professor Alexandre Hilsdorf por ter creditado a mim a realização desta parte de seu projeto, por quase ter me deixado louca com suas cobranças (brincadeira...) e por ter proporcionado algumas gargalhadas durante as coletas;

Ao professor Fabio Kwasnieski por ter permitido continuar utilizando seu laboratório e ter sido tolerante nas “bagunças” ocorridas em seu freezer;

À minha família (mãe, irmãos, sobrinhos, cunhado, tios, primos) por ter agüentado os momentos de estresse e as “caras feias”, em especial a minha vizinha, *Dona Nena*, que é a que mais sofria com isso e a que mais teve paciência, Obrigada pela educação que me deu, pelos ensinamentos que levo ao longo da minha vida e pela pessoa que sou hoje. Obrigada por ter saúde e força para agüentar os sustos que passamos para poder estar ao meu lado neste momento e por ter rezado por mim quando precisei sair de casa;

A família Nonato pelas horas de diversão e longas conversas, e é claro, em especial ao “Meu amor” Guilherme que é a razão de tudo que faço pensando no nosso futuro. Obrigada pela ajuda na finalização deste trabalho, dos congressos....Pela força e paciência, porque você mais do que ninguém sabe o que eu passei e o quanto é importante pra mim tudo isso. Obrigada pela companhia, pelas conversas e pelo que você me faz ser hoje;

Ao pessoal do trabalho, Daniela, Suzana, Camila, Ingrid, Ronaldo, Amauri e Profa. Sinthya ter tido paciência (ou melhor, às vezes, porque em alguns momentos essa qualidade faltou) e por ter proporcionado alguns momentos de distração. Em especial à Rosane por te entendido quando a deixava sozinha e por ter “quebrado meu galho” algumas vezes. Desculpem as ausências, mas foi por um bom motivo;

A todos que direta ou indiretamente auxiliaram para realização deste trabalho e torceram por mim;

Há diversos tipos de curiosidade; uma de interesse, que nos leva ao desejo de aprender o que nos pode ser útil, e outra, de orgulho, que provém do desejo de saber o que os outros ignoram.

(Joseph Addison)

RESUMO

Estudos com *O. niloticus* visando o melhoramento genético e seleção de animais que tenham melhor desempenho e baixo custo têm sido importantes para a aqüicultura sustentável. A composição corporal de peixes pode ser afetada por diversos fatores, incluindo a espécie, as condições ambientais, tamanho dos peixes, nível de proteína nas dietas, dentre outros. Considerando-se os componentes corporais, estes fatores podem afetar diretamente o metabolismo de lipídios, o que deve ser considerado como relevante para a alimentação humana. O objetivo do presente trabalho foi estudar as mudanças na composição corporal de proteínas e lipídios nas duas variedades de *O. niloticus* (*Red Stirling* e Chitralada) durante o período de engorda e compará-las ao híbrido intra-específico. Os resultados demonstram que ocorrem variações nos processos metabólicos ao longo do incremento de massa corpórea das diferentes variedades de tilápia e do híbrido, mas estas diferenças não são encontradas nos animais coletados no peso de abate (500g) sugerindo que não foi possível determinar uma influência genotípica entre os grupos. Estes animais utilizaram proteínas e lipídios como fonte energética e a temperatura foi um fator que influenciou diretamente na mobilização e deposição de substratos energéticos em todos os grupos. A análise da pele sugeriu que esta pode ser comercializada juntamente com o filé por apresentar ácidos graxos essenciais em sua composição, sendo considerada saudável do ponto de vista nutricional, principalmente a variedade chitralada que apresentou uma maior porcentagem de ácidos graxos polinsaturados, característica esta não mantida nos híbridos

Palavras-Chave: *Oreochromis niloticus*, *Red Stirling*, Chitralada, Lipídios, Proteínas, Ácidos graxos

ABSTRACT

Many researches on *O. niloticus* focusing on genetic improvement and selective breeding programs led to the development of a number of low cost improved strains. These improved strains are very important for sustainable aquaculture, due to the growth performance over the existing stocks. The body composition of fish can be affected by several factors, including species, environmental conditions, fish size, dietary protein level and feeding rate. Considering the body components, it is well known that these factors can particularly affect the lipid metabolism, which is considered relevant for human nutrition. The purpose of the present study was to evaluate if there is any change in lipid and protein composition of two genotypes of *Oreochromis niloticus* (*Red Stirling* and *Chitralada*) during growth. During the experimental period lipid and protein composition of liver, adipose tissue, white muscle and plasma were evaluated. The results demonstrated that there were variations in the metabolic process along mass increment of the different strains of tilapia and hybrid, but these differences are not found when the animals reach the commercial size (500g), suggesting that a possible genotype influence between the groups was not found. The fish consumed mainly protein and lipids as energetic source and the temperature was a factor that directly influenced the substrate preference in all groups. The skin analysis suggested a healthy fatty acid profile, and can be commercialized together with fillet due to the essential fatty acids, mainly the *chitralada* strain that showed a higher PUFA percent.

Keywords: *Oreochromis niloticus*, *Red Stirling*, *Chitralada*, Lipids, Proteins, fatty Acids.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 01	Modelos experimentais.....	24
Figura 02	Modelo de tanque-rede para acondicionamento dos animais.....	26
Figura 03	Represa localizada na Fazenda Rio das Pedras utilizada para instalação dos tanques-rede.....	26
Figura 04	Registro dos dados morfométricos e ponderais.....	27
Figura 05	Coleta de sangue por punção da vasculatura caudal.....	28
Figura 06	Retirada do filé e abertura da cavidade abdominal para a certificação do sexo e retirada de fígado e porções de tecido adiposo.....	28
Figura 07	Correlação entre a massa corpórea e o comprimento dos animais.....	36
Figura 08	Concentração de proteína no músculo branco. Comparação durante o período de engorda dentro de cada variedade.....	40
Figura 09	Correlação entre a concentração de proteína (mg/g) no músculo branco e a massa corpórea.....	41
Figura 10	Concentração de proteína no fígado. Comparação durante o período de engorda dentro de cada variedade.....	42
Figura 11	Correlação entre a concentração de proteína hepática (mg/g) e a massa corpórea.....	43
Figura 12	Concentração de proteína plasmática. Comparação durante duas fases de engorda dentro de cada variedade.....	44
Figura 13	Correlação entre a concentração de proteína (mg/ml) no plasma e a massa corpórea.....	45
Figura 14	Concentração de lipídios no músculo branco. Comparação durante o período de engorda dentro de cada variedade.....	46
Figura 15	Correlação entre a concentração de lipídio (mg/g) no músculo branco e a massa corpórea.....	47
Figura 16	Concentração de lipídios hepáticos. Comparação durante o período de engorda dentro de cada variedade.....	48
Figura 17	Correlação entre a concentração de lipídio total (mg/g) hepáticos a massa corpórea.....	49
Figura 18	Concentração de proteína no músculo branco. Comparação entre as variedades durante o período de engorda.....	57
Figura 19	Concentração de proteína no fígado. Comparação entre as variedades durante o período de engorda.....	58

Figura 20	Concentração de proteína plasmática. Comparação entre as variedades durante o período de engorda.....	59
Figura 21	Concentração de Lipídios no músculo branco. Comparação entre as variedades durante o período de engorda.....	60
Figura 22	Concentração de lipídios hepáticos. Comparação entre as variedades durante o período de engorda.....	62

LISTA DE TABELAS

Tabela 01	Composição da ração Pirá 40, marca Guabi fornecida aos animais.....	25
Tabela 02	Parâmetros físico-químicos da água a cada intervalo das biometrias ao longo do experimento.....	32
Tabela 03	Perfil de Ácidos Graxos do plâncton.....	33
Tabela 04	Média da massa corpórea (g) dos animais nas coletas ao longo do experimento.....	35
Tabela 05	Perfil de ácidos graxos da ração fornecida aos animais.....	38
Tabela 06	Teor de umidade do músculo branco.....	50
Tabela 07	Médias dos valores totais (%) de ácidos graxos, dos lipídios neutros do músculo branco, por massa corpórea analisada comparando as variedades...	64
Tabela 08	Médias dos valores totais (%) de ácidos graxos, dos lipídios polares do músculo branco, por massa corpórea comparando as variedades.	66
Tabela 09	Médias dos valores totais (%) de ácidos graxos, dos lipídios neutro do fígado, por massa corpórea comparando as variedades.	68
Tabela 10	Médias dos valores totais de ácidos graxos, dos lipídios polares do fígado, por massa corpórea comparando as variedades.	69
Tabela 11	Médias das porcentagens de ácidos graxos plasmáticos, por intervalo de massa corpórea, comparando as variedades.....	70
Tabela 12	Médias dos valores (%) totais de ácidos graxos do tecido adiposo, por intervalo de massa corpórea comparando as variedades.....	71
Tabela 13	Composição de ácidos graxos (%) da pele com os animais pesando cerca de 500g.....	73

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	12
	1.1 Aqüicultura Brasileira - uma breve situação.....	12
	1.2 A espécie <i>Oreochromis niloticus</i> (Tilápia do nilo).....	13
	1.3 Substratos metabólicos.....	16
	1.4 Situação do consumo de ácidos graxos na população.....	20
2	OBJETIVOS.....	22
3	MÉTODO.....	23
	3.1 Instalações.....	23
	3.2 Peixes experimentais.....	23
	3.3 Análise das amostras de tecidos.....	28
	3.4 Análise estatística.....	30
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	31
	4.1 Análise da água e do plâncton.....	31
	4.2 Considerações sobre as amostras.....	34
	4.3 Análise da ração.....	36
	4.4 Análises metabólicas durante o período de engorda.....	39
	4.5 Análises metabólicas: comparação entre as variedades.....	57
	4.6 Análise da pele.....	71
5	CONCLUSÕES E SUGESTÕES.....	74
	REFERÊNCIAS.....	75
	ANEXO.....	88
	APÊNDICES.....	89

1 INTRODUÇÃO

1.1 Aqüicultura Brasileira - uma breve situação

Há estimativas de que a população no Brasil deve ultrapassar os 170 milhões existentes e a população mundial pode superar os 8 bilhões por volta de 2020, e como consequência deste aumento populacional a produção de alimentos deve ser compatível e os recursos naturais explorados de maneira sustentável (NAÇÕES UNIDAS DO BRASIL, 2007)

Uma grande contribuição para a alimentação mundial é a produção de alimentos vindos de águas continentais e marinhas. A aqüicultura é o setor que mais cresce, com uma taxa anual de 8,8 % comparado a 1,2 % da pesca por captura e 2,8 % da pecuária. Em 2004 a produção mundial, originados da pesca, atingiu os 95 milhões de toneladas gerando um valor de US\$ 89,4 bilhões sendo que a China, Peru e Estados Unidos foram os países que responderam com uma maior produção, dentre este valor a aqüicultura compreende 32% (FAO, 2007).

Com a procura por alimentos de origem animal com baixos níveis de colesterol e alto valor protéico, a carne de peixe tem constantemente participado do cardápio diário de muitas populações, gerando uma demanda maior de pescado, que a pesca extrativista não tem atendido de forma eficiente, pois, tanto em águas marinhas como em águas continentais, os estoques de peixes estão reduzidos. Assim, a necessidade de se encontrar novas fontes de fornecimento de pescado, como por exemplo, aquelas provenientes de criação em cativeiro têm aumentado o consumo por pessoa que no ano de 1961 era de 9 kg ao ano, em 2003 esse valor passou dos 16 kg. Para que os peixes produzidos atendam às necessidades nutricionais do mercado é importante também avaliar os parâmetros nutricionais do filé, ponto importante na estratégia de marketing das empresas de alimentos, haja vista a preocupação do consumidor em adquirir produtos de qualidade nutricional adequada (FAO, 2006).

A produção total de pescado brasileira passou de 690 mil toneladas em 1996, para mais de 1 milhão de toneladas em 2005, com um aumento calculado em quase 100%, a aqüicultura representa 20 % deste total sendo que a região nordeste é a que apresenta a maior produção. Na região Sudeste o estado de São Paulo é o que apresenta maiores perspectivas de produção, em torno de 21 mil toneladas das 33 mil toneladas produzidas em 2005 (SEAP, 2005). Os diagnósticos que surgem sobre aqüicultura brasileira evidenciam que esta será uma das atividades de maior importância nos próximos anos, contribuindo para o desenvolvimento

da competitividade e sustentabilidade do agronegócio brasileiro. Esses dados, associados à vastidão do nosso território, possibilitam ao Brasil ser o país que poderá apresentar o maior potencial do mundo para a produção de pescado através de aquicultura (LOVSHIN e CYRINO, 1997).

A aquicultura ainda apresenta falhas de padronização do produto para o consumidor acarretando dificuldades quanto às características de sabor, presença ou não de espinhos, forma de preparo e principalmente valor nutricional, entretanto, se o produto tiver boa apresentação (postas ou filé) e embalagem com especificação do produto, torna-se mais fácil o trabalho de marketing e conseqüentemente a colocação do pescado no mercado (SOUZA *et al.*, 2002). Dentre as várias espécies de peixes que apresentam crescente potencial para a atividade da piscicultura, as espécies exóticas já introduzidas no Brasil como a tilápia (*Oreochromis niloticus*), a carpa (*Cyprinus carpio*) e a truta (*Oncorhynchus mykiss*) mostram uma grande vantagem em relação às espécies nativas, no que diz respeito ao conhecimento técnico disponível, tanto no campo da biologia quanto da piscicultura. Dentre as espécies exóticas encontradas no Brasil a tilápia merece destaque, haja vista o grande número de produtores desta espécie, principalmente nas regiões Sul e Sudeste do país (OSTRENSKY *et al.*, 2000).

1.2 A espécie *Oreochromis niloticus* (Tilápia do Nilo)

A tilápia é originária da África, e seu cultivo desenvolveu-se de forma bastante significativa no Brasil, com o incremento da produção da ordem de 145,4% entre 1996 e 2001 (FAO, 2003). Atualmente, existe um grande mercado no Brasil, e no mundo, para o consumo do filé de tilápia e de acordo com a FAO (2006) entre 1995 e 2004, a produção no Brasil do cultivo da tilápia nilótica aumentou de 46.000 toneladas para 67.000 toneladas, sendo mais cultivada nos estados de São Paulo (9 mil toneladas/ano) e Paraná (12 mil toneladas/ano) devido ao advento de novas tecnologias de exploração, sendo hoje a espécie que melhor representa o cultivo de peixes no Brasil. No ano de 2005 o Brasil exportou cerca de 460 toneladas de produtos oriundos da produção da tilápia gerando uma renda de US\$ 1590 mil (SEAP, 2005).

A tilápia apresenta algumas características biológicas importantes que viabilizaram o seu cultivo. Dentre estas características deve-se destacar a alimentação, pois estes peixes alimentam-se dos itens basais da cadeia trófica, aceitam uma grande variedade de alimentos e ainda respondem com a mesma eficiência à ingestão de proteínas de origem vegetal e animal. No processo do cultivo, são resistentes às doenças, a altas densidades de estocagem e baixos teores de oxigênio dissolvido. Quanto aos aspectos reprodutivos, as tilápias apresentam desova do tipo parcelada, o que permite a ocorrência de desovas durante todo o ano nas regiões mais quentes do país e, mesmo em regiões de clima mais ameno, estes peixes mantêm uma frequência de desovas que permite a disponibilidade de alevinos ao longo do ano (BORGHETTI *et al.*, 2003).

Dentre as características que garantem a atratividade do mercado para a comercialização dos filés de tilápia, deve-se destacar a carne saborosa, baixo teor de gordura (0,9 g/100g de carne) e de calorias (172 kcal/100g de carne), ausência de espinhos no filé e aproveitamento de aproximadamente 35% a 40% de seu peso total (BORGHETTI *et al.*, 2003) além de possuírem a musculatura apropriada para filetagem por não possuírem espinhos, na forma de “Y”, intra-musculares no filé (HILSDORF, 1995).

Oreochromis rendalli foi a primeira espécie introduzida no Brasil na década de 1950, originária da África foi introduzida no país para povoar a represa “Light” em São Paulo e o Lago Paranoá em Brasília (CASTAGNOLLI, 1992), e em seguida, na década de 70, foram introduzidas espécies como *Oreochromis niloticus* (tilápia do Nilo), *Oreochromis hornorum*, *Oreochromis mossambicus* e *Oreochromis aureus* visando a obtenção de híbridos (MOREIRA, 1999).

No Brasil a tilápia do Nilo vem sendo a mais cultivada e, adicionalmente vem sendo cultivadas também diversas espécies que foram originalmente produzidas por processos de seleção genética. Dentre estas, deve-se destacar duas variedades, a GIFT (*Genetically Improved Farmed Tilapia*) (EKNATH, 1992) e a Chitralada ou Tailandesa que foi introduzida em 1996 importadas do “Asian Institute of Technology” da Tailândia (ZIMMERMANN, 2000).

Apesar de muitas vantagens do cultivo da tilápia, há algum tempo atrás a coloração não atraía produtores e consumidores e como conseqüência diminuía o seu valor comercial, desta forma pensou-se que o desenvolvimento de animal com coloração mais atrativa seria de grande interesse econômico. Em 1960 foi descoberta uma variante mutacional na Tailândia, tilápia vermelha que era muito parecida com a espécie *Oreochromis mossambicus*, exceto

pela sua coloração avermelhada e seu peritônio que não apresentava sinais de pigmentação (KUO e TSAY, 1984). Foi proposto então que estes peixes eram produtos do cruzamento entre uma mutante fêmea laranja-avermelhada de *Oreochromis mossambicus* e um macho de *Oreochromis niloticus* (LIAO e CHANG, 1983). Esta variante mutacional foi de grande importância para o mercado industrial de tilápias, pois a coloração vermelha agregou valores ao produto, e hoje vários cruzamentos são realizados para a obtenção de híbridos comerciais de tilápias vermelhas.

No Brasil, a tilápia vermelha mais conhecida no mercado é a “Saint Peter” (ou “Saint Pierre”), que foi introduzida no início da década de 90. Esta variedade, proveniente de Israel (ND56- “Nir David Breeding Center”), é um tetra-híbrido interespecífico resultado do cruzamento de duas gerações F₁: macho (*O. niloticus* x *O. aureus*) e fêmea (*O. mossambicus* x *O. hornorum*). Esta variedade de tilápia dominou grande parte dos cultivos comerciais de tilápia vermelha no Estado de São Paulo, e foi implantada há sete anos na Fazenda Santa Inês, no município de Jundiá (SP), alcançando o peso médio de 500 g em 14 meses de cultivo e uma conversão alimentar de 2:1. Porém, em um estudo realizado pela Universidade Federal de Goiás (UFGO) em 2000, o desenvolvimento zootécnico dessa variedade foi avaliado como sendo abaixo do esperado (MOREIRA, 1999).

No ano de 2000 a Indústria Brasileira do Peixe Royal Fish S/C Ltda, importou mil alevinos de uma variedade vermelha de *Oreochromis niloticus* (“Red-Stirling”) da Universidade de Stirling, na Escócia, para iniciar um programa de melhoramento genético e desenvolver uma variedade de tilápia vermelha com menores custos e com melhor desempenho zootécnico, sem depender tecnologicamente da aquisição de alevinos de uma variedade híbrida desenvolvida em outro país (informação verbal)¹.

Na Fazenda Santa Inês foram realizados experimentos para atestar o desempenho zootécnico das variedades Chitralada e Red Stirling, assim como um programa de melhoramento genético do germoplasma parental de *O. niloticus* variedade Chitralada e *O. niloticus* variedade Red-Stirling para o estabelecimento de um cruzamento industrial que pudesse reunir as qualidades zootécnicas superiores quanto ao crescimento e o padrão de coloração vermelha apreciada pelo mercado (MOREIRA *et al.*, 2007;FREITAS, 2007).

O melhoramento genético tem sido um recurso bastante utilizado para a obtenção de resultados na área de produção de tilápias, uma vez que os piscicultores e os institutos de pesquisa visam tornar o Brasil o maior produtor do mundo desta espécie. Hilsdorf (1995) observou padrões de herança genética mendeliana nas tilápias e em seus descendentes

utilizados neste estudo, e a partir disso foram realizados cruzamentos para a produção de novos híbridos, observando-se diferentes padrões de coloração tanto nas mesmas espécies quanto em espécies diferentes.

Com o objetivo de produzir uma variedade de tilápia vermelha sem manchas Muñoz-Córdova e Garduño-Lugo (2003) ressaltam que o método de seleção deve levar ainda em consideração outras características de interesse zootécnico como crescimento, sobrevivência, resistência ao manejo dentre outras.

1.3 Substratos metabólicos

1.3.1 Proteínas

Proteínas são as macromoléculas mais abundantes do organismos estando presentes nas células, são estruturas sintetizadas *in vivo* por uma polimerização, passo-a-passo de unidades menores chamados aminoácidos, porém apenas microrganismos e plantas são capazes de sintetizar os 20 tipos de aminoácidos e os peixes necessitam que alguns venham da dieta, são os chamados aminoácidos essenciais. Os mecanismos e propriedades como, por exemplo: o transporte de gases, a produção de anticorpos e os processos enzimáticos dependem do tamanho e seqüência dos aminoácidos e quase todas as transformações moleculares que definem o metabolismo celular são mediadas pela catálise protéica, dentre estas, pode-se citar, as condições intra e extracelular e sinalizações entre células (NELSON e COX, 2005).

As maiores unidades de proteínas são a actina e a miosina e estão localizadas no músculo que realizam movimentos de contração devido à interação entre estas duas moléculas. Cerca de 50% do conteúdo muscular é formado por proteínas, e a energia utilizada para a formação desta estrutura vem principalmente do glicogênio que é armazenado em grandes quantidades no músculo. Embora as células musculares convertam esta molécula mais rapidamente em energia utilizável, os lipídios e as próprias proteínas podem ser utilizados como fonte de energia de duas formas: como aminoácidos glicogênicos que podem ser convertidos em glicose e de aminoácidos cetogênicos que podem ser convertidos em corpos cetônicos e ácidos graxos (VOET *et al*, 2000). Para outros tecidos como o cérebro, por

exemplo, a glicose é o principal combustível, mas pode ser substituído gradualmente por corpos cetônicos durante um jejum prolongado. No coração também podem ocorrer substituições, e este músculo pode utilizar desde ácidos graxos até corpos cetônicos como fonte de energia. As proteínas são importantes fontes de reservas de combustíveis metabólicos, sendo que o fígado degrada os aminoácidos em vários compostos intermediários os quais podem ser oxidados completamente ou convertidos em glicose e corpos cetônicos. Em jejum a glicose é produzida a partir de aminoácidos provenientes de proteína muscular (VOET *et al.*, 2000 e NELSON e COX, 2005).

Há alguns anos a produção de alimentos com teores de proteínas recomendados como essenciais para manter a saúde tem aumentado de forma significativa, principalmente a produção de cereais e carnes, e o Brasil vem acompanhando esse crescimento aumentando sua produção de alimentos (FAO,2003). Como citado anteriormente, o aumento na produção de peixes auxilia essa demanda, devido à composição protéica do filé juntamente aos baixos teores de lipídios, baixos níveis de colesterol e minerais (NEPA, 2006).

1.3.2 Lipídios

Gurr e Hardood (1991) definem lipídios como substâncias insolúveis em água, mas solúveis em solventes não polares como, por exemplo, hexano e clorofórmio. As classes de lipídios podem ser definidas com base em suas propriedades e estruturas químicas como neutros e polares. Esta definição é útil para cromatografia sendo que os neutros são móveis em solventes menos polares, como hexano e éter dietílico, e os polares podem ser separados em fases com solventes mais polares e suas misturas, como clorofórmio, metanol e inclusive a água, no caso de ácidos graxos com cadeias mais curtas. Pode-se considerar então, que a nomenclatura e a separação das classes de lipídios de acordo com uma série de parâmetros ainda é muito discutida na literatura analítica destes compostos (SCHREINER, 2003).

Os lipídios em peixes podem ser divididos em dois grupos: lipídios polares ou complexos que são divididos em glicerofosfolipídios (PL) e esfingolipídios. Os primeiros são importantes componentes da membrana celular, sendo a fosfatidilcolina (PC) e a fosfatidiletanolamina (PE) os mais abundantes em peixes e plantas. Já os esfingolipídios são importantes por formarem o sistema nervoso e quase todos os tecidos do corpo dos peixes. Os

lipídios neutros são divididos em triacilgliceróis (TG), ésteres de esteróis (SE) e esteróis livres (ST). Adicionalmente, hidrocarbonetos (alifáticos ou policíclicos aromáticos), ésteres de cera (WE), ésteres de glicerol, álcool alifático livre (ALC) e diacilglicerol (DG) também fazem parte deste grupo. Os triacilgliceróis são formas preferidas para armazenamento de energia em peixes, e os ácidos graxos, componentes de TG, DG e monoacilglicerol (MG), PL e outros, podem ser liberados destas moléculas e permanecerem em uma forma não esterificada (ácidos graxos livres) (CHRISTIE, 1993) para serem mobilizados entre os diferentes tecidos.

1.3.2.1 Ácidos graxos

Os ácidos graxos contêm um grupo carboxila terminal com uma cadeia alquil e uma longa cadeia de hidrocarbonetos. São numerados pelo átomo de carbono e pelo grupo carbonil. Ácidos graxos insaturados, que contêm apenas uma dupla ligação são definidos como ácidos graxos monoinsaturados (MUFA) e aqueles que contêm mais de uma dupla ligação são definidos como ácidos graxos polinsaturados (PUFA). O método mais preciso para definir os nomes são a posição das duplas ligações e quantidades de carbonos, por exemplo, o ácido γ -linoléico é C18:2n6 (9,12), o α -linolênico é C18:3n3 (9,12,15). A posição da primeira dupla ligação (omega - n) é de fundamental importância biológica, sendo assim o γ -linoléico é referido como C18:3n6 (NELSON e COX *et al.*, 1998).

Os ácidos graxos mais abundantes na natureza têm 16 ou 18 carbonos, mas cadeias com 24 carbonos também são presentes. Cadeias curtas com 4 carbonos são exclusivas de gordura do leite e cadeias muito longas polinsaturadas são encontradas em organismos marinhos. Em geral, peixes de água doce apresentam baixas quantidades de ácidos graxos polinsaturados da família omega 3 mas, se comparados aos peixes marinhos, apresentam uma maior quantidade de PUFA omega 6 (NELSON e COX, 2005).

1.3.2.2 Ácidos graxos essenciais

Os ácidos graxos essenciais (AGEs) são aqueles não sintetizados endogenamente e que precisam ser fornecidos através da dieta (SPRECHER, 1989). Os AGEs omega 3 (n3) são caracterizados por apresentar a primeira dupla ligação entre os carbonos 3 e 4 da cadeia do ácido graxo enquanto os da classe omega 6 (n6) apresentam a primeira dupla ligação entre os carbonos 6 e 7 (GURR e HARDOOD, 1991). Os AGEs são muito importantes em funções biológicas, como por exemplo, sendo precursores de eicosanóides, fazendo parte das membranas biológicas e lipoproteínas. Estes ácidos graxos são essenciais na nutrição humana, uma vez que os seres humanos não têm capacidade de desaturação (incluir duplas ligações na molécula de um ácido graxo) (De ANTUENO *et al.*, 2001).

A conversão dos ácidos graxos essenciais, como ácido linoléico e α linolênico (LNA), em ácido araquidônico (AA, 20:4n6) e ácido eicosapentanoico (EPA, 20:5n3), respectivamente, é realizada pela atividade de dois tipos de enzimas, as elongases, que são responsáveis pelo acréscimo de átomos de carbono na cadeia dos ácidos graxos aumentando-a, e as desaturases, que incluem duplas ligações nestas cadeias, sendo que ambos os substratos, n6 e n3, competem pela ação das enzimas (De ANTUENO *et al.*, 2001). A atividade de algumas desaturases, como a Δ -5 e Δ -6, é baixa no fígado humano e desta forma a conversão de α LNA para EPA parece ser menos eficiente do que a conversão de LA para AA, pois a concentração de substratos n6 (como o ácido linoléico, 18:2n6) é usualmente maior do que de α LNA (British Nutrition Foundation, 1992).

Por muito tempo os lipídios eram tidos apenas como fontes de energia, mas a essencialidade de certos ácidos graxos foi descrita pela primeira vez em 1929 por George Burr, que sugeriu que as gorduras poderiam causar doenças, o que foi reafirmado posteriormente por vários estudos. Em 1971, Bang e Dyerberg reportaram que nativos da Groenlândia apresentavam baixa incidência de doenças cardiovasculares e relataram que o fato ocorria devido às altas quantidades de LC (*long chain*) n3PUFA na dieta (DYERBERG e BANG, 1979). Hoje sabe-se que n3FA são importantes na prevenção e tratamento de doenças na artéria coronária (WAHLQUIST, 1998), hipertensão (HOWE, 1997), diabetes (KRISHNA e DAS, 2001), câncer (ROSE e CONNOLLY, 1999; COLQUHOUN, 2002) e principalmente no crescimento e desenvolvimento do cérebro e retina (ANDERSON *et al.*, 1990).

1.4 Situação do consumo de ácidos graxos na população

O consumo de gordura animal está diminuindo e o de gordura vegetal se expandindo (SIMOPOLULOS, 1993), e pode-se destacar aqui o LA, que é o maior componente de muitos óleos vegetais, constituindo cerca de 55% dos óleos de milho e girassol. O consumo de LA aumentou dramaticamente, diminuindo o de LC n3PUFA na dieta, resultado da redução do consumo de peixes pela maioria da população (OKUYAMA *et al.*, 1996). Como já foi colocado, os vertebrados não apresentam a capacidade de desaturar C18 e adicionalmente, no Brasil, a base da alimentação da população compreende uma grande porcentagem de ácidos graxos n6 (óleos de soja e milho) e baixas porcentagens de ácidos graxos n3 (como algas, peixes e óleo de linhaça) (MOREIRA *et al.*, 2001).

Sem dúvida, merece destaque o fato de que os peixes são fontes ricas em PUFA n3 e n6, no entanto, o perfil de ácidos graxos mais adequados ao consumo humano é mais freqüentemente encontrado nos peixes de ambiente natural, pois em cativeiro, as dietas destinadas aos peixes são elaboradas utilizando-se principalmente óleos vegetais e gorduras peixes saturadas. Estudos têm demonstrado que os peixes de cativeiro, incluindo a tilápia, têm baixas quantidades de LNA, EPA e DHA (todos PUFA n3) comparados a peixes de ambiente natural (JUSTI *et al.*, 2003; LUZIA *et al.*, 2003). Visentainer *et al.*, (2005) demonstraram em seus experimentos que rações enriquecidas com óleo de linhaça aumentam significativamente as quantidades de LNA, DHA e EPA nos filés de tilápias.

A presença de altas concentrações de ácidos graxos n-6 produz eicosanóides inflamatórios e cancerígenos, aumentando o risco de câncer, doenças cardíacas, vasoconstrição, aumento da pressão arterial, elevação da taxa de triglicerídeos, artrite, depressão entre outras doenças inflamatórias e a presença de n3 na dieta está reduzindo a incidência de doenças cardiovasculares (SIMOPOLULOS, 1991), sendo que alguns trabalhos mostram inclusive a relação inversa entre o consumo de peixe e incidência de doença cardíaca (ALBERT *et al.*, 2002). Um grande número de mecanismos está envolvido no controle da fluidez nos vasos sanguíneos incluindo, por exemplo, os efeitos no metabolismo lipoprotéico e função hemostática (ABEYWARDENA e HEAD, 2001). Disfunções endoteliais são consequência de um desbalanço entre vasoconstrição e vasorelaxamento, estando associadas com fatores de risco juntamente com doenças cardiovasculares, tabagismo e diabetes, sendo os ácidos graxos n3 importantes aliados no controle da função endotelial e modificação da

biossíntese de eicosanóides, uma vez que, sugere-se que estas doenças possam estar relacionadas com a desproporção nas quantidades de ácidos graxos n-3 e n-6 na dieta (CHRISTENSEM *et al.*, 1997; FAGUNDES, 2002).

Diante da importância do papel dos PUFA na fisiologia animal deve-se destacar que fontes ricas nestes ácidos graxos normalmente são encontradas nos ambientes aquáticos, destacando-se aqui os peixes, que são ricos em LCPUFA n3 e n6, o que coloca esta fonte nutricional em destaque para a nutrição humana (TOCHER, 2003).

Com base no que foi apresentado e tendo em vista a importância do perfil lipídico e proteico dos filés para a nutrição humana, o presente trabalho visa quantificar e analisar o teor de lipídios, proteínas e o perfil de ácidos graxos nos tecidos de duas variedades de *Oreochromis niloticus*, *Red Striling* e *Chitralada*, assim como seu híbrido, todos cultivados sob o mesmo regime alimentar, avaliando-se possíveis diferenças entre os genótipos.

2 OBJETIVO

2.1 Geral

Avaliar a presença de possíveis diferenças nas concentrações de proteínas, lipídios e porcentagem de ácidos graxos nos tecidos de duas variedades de tilápia, *Oreochromis niloticus*, assim como do híbrido intra-específico durante o período de engorda.

2.2 Específicos

1. Quantificar os lipídios e proteínas totais nos filés e fígado nas diferentes variedades de tilápias, correlacionando estes valores com o incremento da massa corpórea;
2. Determinar o perfil de ácidos graxos dos lipídios polares e neutros dos filés e fígado das tilápia, correlacionando-os também com o incremento da massa corpórea;
3. Determinar a concentração plasmática de proteínas e ácidos graxos para inferir nos processos de mobilização ao longo do incremento da massa corpórea;
4. Analisar a composição dos ácidos graxos do tecido adiposo, pele e ração consumida;

3 MÉTODO

3.1 Instalações

O presente trabalho foi desenvolvido no Laboratório de Metabolismo e Reprodução de Peixes, no Núcleo de Ciências Ambientais da UMC/SP.

A etapa do projeto correspondente à manutenção dos peixes em tanques-rede, além de toda a infra-estrutura necessária para o cultivo, foi realizada com recursos do projeto FAPESP PIPE (01/08416-4) que foi conduzido na Indústria Brasileira do Peixe Ltda, localizado na cidade de Jundiaí, SP nas Fazendas Santa Inês e Rio das Pedras (latitude 23°20' S, longitude 47°02' altitude média 695m).

A utilização de peixes para experimentação foi submetido e aprovado pelo Comitê de Ética de Manipulação e Experimentação com peixes da Universidade de Mogi das Cruzes (Anexo A)

3.2 Peixes experimentais

Os peixes utilizados neste experimento foram provenientes de um estudo realizado por Freitas (2007) no mesmo local citado acima. Após a obtenção dos descendentes híbridos, para a avaliação do desempenho zootécnico, os peixes foram separados em 3 grupos: a) variedade *Red Stirling*; b) Híbrido $\frac{1}{2}$ *Red Stirling*: $\frac{1}{2}$ Chitralada e c) variedade Chitralada. (Figura 01). Para a obtenção dos machos, as larvas das diferentes variedades passaram por um processo de reversão sexual, que foi conduzido administrando-se o esteróide androgênico, 17- α -metiltestosterona na ração, na concentração 60 mg/kg pelo período de 28 dias.

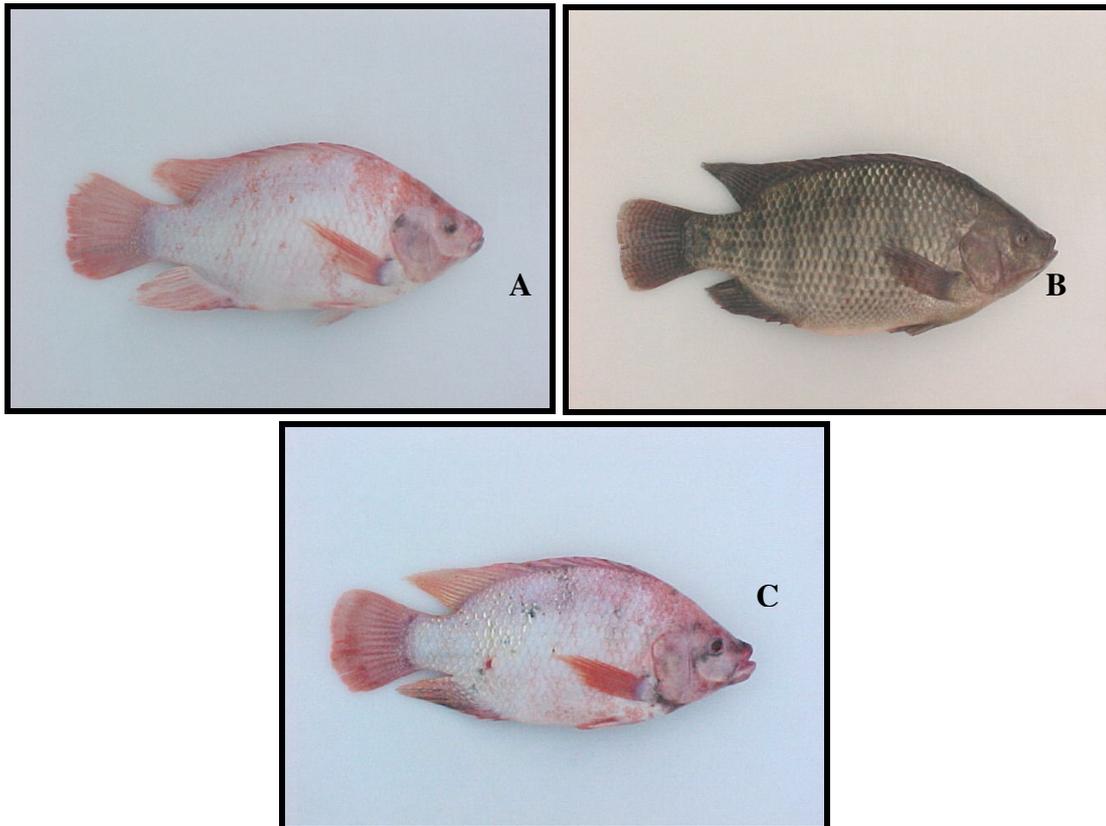


Figura 01. Modelos experimentais, as variedades *Red* (A) e *Chitralada* (B) e o Híbrido intra-específico (C).

Os peixes foram estocados em tanques-rede (Figura 02) medindo 1,5 x 1,5 x 1,5 m com volume equivalente a 3,375 m³, que foram mantidos na represa (Figura 03) com área de 1000 m² e cerca de 8 m de profundidade, localizada na fazenda Rio das Pedras. A densidade de estocagem utilizada em cada tanque – rede foi de 89 kg/m³ ou seja 347 peixes/m³ (600 peixes/tanque), sendo que para cada grupo experimental foram mantidos 3 tanques (triplicatas) divididos aleatoriamente para que os efeitos do posicionamento do tanques-rede em relação ao fluxo de água não influenciasse a taxa de crescimento dos peixes.

As tilápias foram alimentadas diariamente com ração comercial da Empresa Guabi composta de 32% de proteína bruta (Tabela 01), sendo que a quantidade diária fornecida foi reajustada de acordo com a biomassa obtida nas biometrias mensais.

Tabela 01. Composição da ração utilizada ao longo do experimento.

Composição	Quantidade
Umidade	(máx.) 8%
Proteína Bruta	(mín.) 32%
Extrato etéreo	(mín.) 6,5%
Matéria fibrosa	(máx.) 7%
Matéria mineral	(máx.) 10%
Cálcio	(máx.) 1,2%
Fósforo	(mín.) 0,6%
Vitamina C	325mg

Fonte: Mogiana Alimentos S/A

A qualidade da água foi monitorada duas vezes ao dia dentro de três tanques–rede escolhidos em posições diferentes de forma a gerarem uma média que representasse todos os tanques. Os valores de oxigênio dissolvido e a temperatura foram medidos com termoxímetro a 40 cm de profundidade. A transparência foi medida com disco de Secchi (Tabela 02) e o perfil de ácidos graxos do plâncton (Tabela 03) foi determinado pelo método que será descrito a seguir.

Foi retirada uma amostra da água da represa, que foi centrifugada e filtrada, em fluxo laminar, com filtro Millipore 0,22 µm para que não houvesse contaminação, o concentrado obtido teve os seus lipídios totais extraídos e os ácidos graxos analisados, pelos métodos citados a seguir. Uma amostra da ração também teve seu conteúdo lipídico extraído para a determinação do perfil de ácidos graxos.



Figura 02. Tanque-rede para acondicionamento dos peixes.

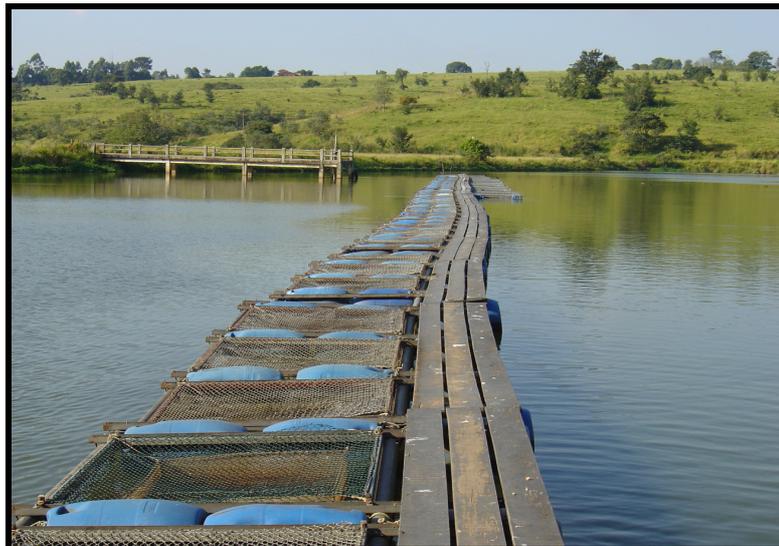


Figura 03. Represa localizada na Fazenda Rio das Pedras utilizada para instalação dos tanques-rede.

3.2.1 Amostragens

O experimento teve a duração de 11 meses, com início em março/2006 e término em fevereiro/2007. Os peixes foram coletados em períodos em que a massa corpórea média atingissem médias de peso a redor de 10, 50, 100, 250 e 500 gramas, elegendo-se a coleta de 5 peixes de cada tanque-rede sendo 15 no total para cada variedade, em cada massa corpórea especificada acima, nos meses de março/06, maio/06, agosto/06, novembro/06 e fevereiro/07.

Os peixes foram capturados com puçás e anestesiados com solução diluída de benzocaína na concentração de 70 mg/L. Os dados morfométricos e ponderais (comprimento e a massa corpórea -figura 04) foram registrados utilizando-se uma balança digital e um ictiômetro. Em seguida, amostras de sangue (cerca de 5 ml, dependendo da massa corpórea dos peixes) foram coletadas com seringas e agulhas heparinizadas (Liquemine, Roche[®]), por punção da vasculatura caudal (Figura 05). As amostras de sangue foram centrifugadas a 655,1g por 10 minutos e o plasma, separado em alíquotas, que foram congeladas imediatamente em gelo seco e preservadas a -80^oC até o processamento.

Após a coleta do sangue, os peixes foram sacrificados por secção da medula espinal na altura do opérculo e, em seguida foram retiradas porções da pele e musculatura epaxial branca, ou filés nos peixes de maior massa corpórea. Em seguida os peixes tiveram a cavidade abdominal aberta para a certificação do sexo e retirada do fígado e porções de tecido adiposo (Figura 06). Os tecidos foram acondicionados em recipientes próprios para congelamento (sacos plásticos tipo *Zip bags* e criotubos), congelados imediatamente em gelo seco e mantidos a -80^oC até o processamento.



Figura 04. Registro dos dados morfométricos e ponderais.



Figura 05. Coleta de sangue por punção da vasculatura caudal.

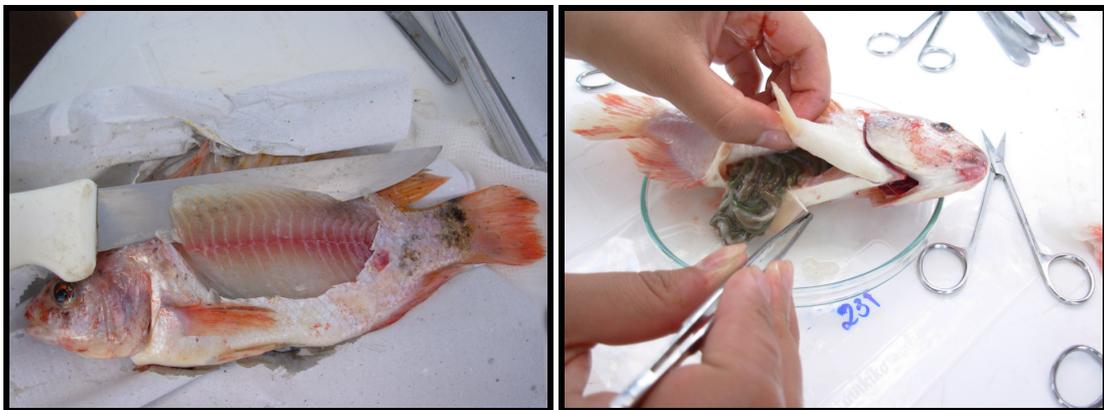


Figura 06. Retirada do filé e abertura da cavidade abdominal para a certificação do sexo e retirada de fígado e porções de tecido adiposo.

3.3 Análises das amostras de tecidos

No laboratório, as amostras foram retiradas do freezer para o processamento e realização das seguintes análises:

3.3.1 Proteínas totais

O teor protéico dos tecidos (músculo branco e fígado) e do plasma foram determinados pelo método colorimétrico de Lowry *et al.* (1951). Para o músculo e fígado, foi realizada uma prévia precipitação e solubilização das proteínas totais segundo método proposto por Milligan e Girard (1993). A concentração de proteína foi calculada com base em uma curva padrão de albumina sérica bovina (Sigma). O detalhamento deste protocolo encontra-se no Apêndice A.

3.3.2 Lipídios totais

Os lipídios totais dos filés e fígado foram extraídos com uma mistura de clorofórmio: metanol: água (2:1:0,5) (FOLCH *et al.*, 1957 adaptada por PARRISH, 1999) e a partir do extrato os lipídios foram dosados pelo método enzimático-colorimétrico descrito por Frings *et al.*, (1972) utilizando-se como padrão, óleo de fígado de bacalhau (Sigma). O detalhamento deste protocolo encontra-se no Apêndice B.

3.3.3 Perfil de ácidos graxos

Os extratos lipídicos foram submetidos a uma atmosfera de N₂ para evaporação do solvente sem oxidação dos ácidos graxos. À partir destes extratos, foi realizada uma separação das frações neutras e polares dos lipídios (com exceção do tecido adiposo e plasma) por cromatografia de coluna (COPEMAN *et al.*, 2002). As frações polares (fosfolipídios) e neutras (triglicérides) foram metiladas (para a formação dos metil ésteres) pelo método ácido proposto por Kitson *et al.*, (1996), utilizando cloreto de acetila e metanol como catalisadores da reação. O detalhamento do método de cromatografia de coluna e metilação estão apresentados nos Apêndices C e D.

Os metil ésteres foram analisados em cromatografia gasosa (GC), acoplada a um ionizador de chama (FID) (VARIAN GC 3900) e o perfil de ácidos graxos foi determinado com o cálculo de tempo de retenção, utilizando-se um padrão de ácidos graxos com tempo de

retenção conhecido (Supelco, 37 Components). Um exemplo de uma análise de ácidos graxos por tempo de retenção por cromatografia gasosa encontra-se no Apêndice E.

Para a análise dos ácidos graxos foi utilizada uma programação no cromatógrafo com as características descritas a seguir. A leitura foi iniciada a uma temperatura de 170°C mantida por 1 minuto e em seguida por uma rampa de 2.5°C/minuto, até atingir a temperatura final de 220°C, que foi mantida por 5 minutos. O injetor e o detector foram mantidos a 250°C. Foi utilizada uma coluna CP wax 52 CB, com espessura de 0,25 mm, diâmetro interno de 0,25 µm e 30 m de comprimento, tendo o hidrogênio como o gás de arraste.

3.3.4 Análise de Umidade

A análise de umidade do músculo branco foi realizada nos tecidos dos peixes com 500g utilizando-se cerca de 100mg de tecido, que foi inicialmente pesado, colocado em estufa (60°C) por aproximadamente 24 horas até peso constante. Em seguida, o tecido foi retirado da estufa e o peso final determinado.

3.4 Análise Estatística

Os parâmetros acima foram comparados entre os 3 grupos experimentais (variedades) e entre as diferentes massas corpóreas utilizando-se teste de Análise de Variância em uma via (One Way ANOVA). Os dados que apresentaram análise paramétrica, foram comparados pelo teste de Holm Sidak e os dados não paramétricos pelo teste de Dunn's com valor de significância de 0,05. Para a aplicação deste teste foi utilizado o programa estatístico Sigma Stat (Jandel Corporation, Inc). Para a determinação da correlação dos determinantes com as massas corpóreas dos peixes foi utilizado o mesmo programa com o teste de regressão linear sendo que valores de $p < 0.05$ foram considerados como apresentando correlação.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Sabe-se que o rendimento do filé associado à sua composição são requisitos básicos para se eleger uma espécie como adequada à piscicultura, caso o objetivo do cultivo seja a indústria. E em última análise, a composição do filé é resultado de uma série de eventos metabólicos de deposição e mobilização de substratos energéticos que podem variar ao longo das diferentes fases de crescimento.

Os parâmetros metabólitos apresentados como resultado deste trabalho são respostas da interação do meio externo (ambiente), que é percebido e traduzido pelos peixes gerando respostas fisiológicas, que por sua vez atingem inúmeros tecidos específicos promovendo mobilizações metabólicas, que se refletem diretamente na composição corporal, tanto do seu comprimento, quanto em sua massa, sendo necessário então investigar estas substâncias e seus mediadores a fim de conhecer como essas estão dispostas no corpo do animal e como estes mediadores os influenciam.

4.1 Análise da água e do plâncton.

A tabela 02 mostra os dados referentes às análises das características físico-química da água da represa onde se localizavam os tanques-rede. Houve diferença na temperatura nos períodos de coleta principalmente entre o verão e o inverno, tanto no período da manhã quanto no período da tarde. Os dados mostram que a temperatura média no período da manhã apresentou uma variação de 18,5°C no período do inverno a 24,7°C no início do verão. No período da tarde houve um leve aumento das temperaturas, variando de 19,7°C no inverno à 25,8°C no final do verão. A temperatura é um fator que influencia de forma muito acentuada a fisiologia de peixes ectotérmicos como os peixes, que apresentam a taxa metabólica associada à variação de temperatura do meio em que vivem (CYRINO *et al.*, 2006). Os dados da concentração de oxigênio dissolvido (OD) mostram que, no período do inverno, quando as temperaturas mais baixas foram atingidas, os maiores valores de OD (6,5 mg/L pela manhã e 8,8 mg/L à tarde) foram encontrados. Por outro lado, no verão, a elevação da temperatura da água ocasionou situações em que a concentração de OD na água ficou abaixo da concentração

ideal para peixes dulcícolas (5,0 mg/L)(CONAMA,1986), com valores variando de 2,6 mg/L pela manhã até 4,8 mg/L no período da tarde. Estes valores podem acarretar mal desempenho no crescimento, sobrevivência e conversão alimentar dos peixes (PAPOUTSOUGLOU e TZIRA, 1996)

A tabela 02 mostra os valores de transparência da água variou de 18 a 22 cm, sendo o período com menor transparência coincidente com o período do ano (março a junho) em que a cor predominante da água foi verde escuro, ao contrário do restante do período, quando a cor predominante foi verde claro. Este valor encontrado é considerado ideal por Boyd (1998) pois indica que há uma densidade planctônica adequada ao crescimento de peixes.

Kubitza (2003b) relata em seu trabalho que a exigência em temperatura depende da espécie que será cultivada e da fase de desenvolvimento em que esta se encontra. Entretanto, Kubitza (2000) e Meyer *et al.*, (2005), afirmam que a temperatura ideal para o crescimento das tilápias é encontrado entre 27 e 32°C. Com uma temperatura de 22°C apenas 50 a 60% do alimento é consumido, pois a temperatura é o principal fator que influencia no crescimento e digestibilidade do alimento, sendo a alimentação interrompida com temperaturas próximas aos 17°C (KUBITZA, 2003a).

Tabela 02. Parâmetros físico-químicos da água a cada intervalo das biometrias ao longo do experimento.

Período	OD (mg/L)			OD (mg/L)			Temperatura(°C)			Temperatura (°C)			Transparência (cm)	Cor predominate
	Manhã			Tarde			Manhã			Tarde				
	Mín	Med	Max	Mín	Med	Max	Mín	Med	Max	Mín	Med	Max		
11/03 a 13/04/06	2,0	5,2	6,6	3,3	6,8	10,1	22,4	24,1	25,8	23,0	25,8	26,6	18	verde escuro
14/04 a 20/05/06	3,6	6,5	10,3	6,3	8,3	11,8	18,1	20,3	22,8	18,0	21,3	24,8	20	verde claro
21/05 a 26/08/06	5,1	6,5	9,1	5,7	8,8	10,1	16,6	18,5	20,8	17,2	19,7	20,8	22	verde claro
27/08 a 17/10/06	3,1	5,5	7,0	4,5	8,1	10,0	17,0	21,1	22,0	20,0	22,6	23,0	21	verde claro
18/10 a 15/11/06	3,0	5,1	6,3	5,2	7,0	8,2	18,5	22,5	25,0	21,5	25,2	27,0	21	verde claro
16/11 a 23/01/07	1,1	2,6	5,2	2,1	4,8	6,3	20,0	24,7	26,5	22,3	25,4	26,8	19	verde claro

Na análise da água da represa, foi determinado o perfil básico de composição dos ácidos graxos da fração planctônica e os dados estão apresentados na tabela 03. Pode-se observar nesta tabela que foram detectados 14 diferentes ácidos graxos, sendo a maior

porcentagem composta por ácidos graxos saturados (52,3%) com predomínio do ácido palmítico (C16:0 – 43,1%). Os valores de MUFA (20,81%) e PUFA (26,81%) são similares com predomínio do ácido oléico (C18:1-13,06 %) dentre os MUFA e ácidos graxos C18 dentre os PUFA. Napolitano (1999) relata que os ácidos graxos C15:0, C15:1, C17:0, C17:1 e C19:0 são característicos de bactérias, C18:2n6 de algas verdes, C18:3n3 de cianobactérias e C18:4n3 de fitoplâncton em geral, confirmando a presença de algas verdes, cianobactérias e outros organismos do fitoplâncton que podem estar sendo utilizados pelos peixes como fonte de ácidos graxos essenciais. Sabe-se que os peixes de água doce requerem esses precursores pois conseguem alongá-los e desaturá-los em ácidos graxos de cadeias mais longas (HENDERSON *et al.*,1996).

Sugere-se que os ácidos graxos presentes em componentes do plâncton estão sendo utilizados pelos peixes para complemetação da dieta mesmo confinados em tanques-rede e se alimentando de uma dieta que cumpre os requerimentos nutricionais citados na literatura (ALCESTE, 2004).

Tabela 03. Perfil de ácidos graxos do plâncton.

Ácidos Graxos	Porcentagem
	%
14:0	2,54
16:0	43,12
16:1	5,06
17:0	1,08
17:1	2,68
18:0	4,29
18:1	13,06
18:2n6	6,66
18:3n6	5,06
18:3n3	7,31
18:4n3	3,27
20:0	1,31
22:5n6	3,23
22:6n3	1,25
Saturado	52,37
MUFA	20,81
PUFA	26,81
n3	11,84
n6	14,96
n3/n6	0,79

4.2 Considerações sobre as amostras

Para a condução do experimento, a primeira coleta foi de grande importância para verificar se a distribuição dos peixes nos tanques-rede estaria sendo realizada de forma que não houvesse diferença estatística na massa corpórea dos peixes entre os diferentes grupos. Esse cuidado foi importante para evitar que uma possível diferença ponderal observada ao longo do experimento não fosse mascarada por uma massa corpórea não homogênea no início. Como é possível visualizar na figura 07, os peixes selecionados para a realização do experimento possuem o mesmo padrão de crescimento e uma correlação entre massa corpórea e tamanho.

A tabela 04 mostra as médias da massa corpórea (g) de cada variedade em cada período de coleta, podendo-se observar que não houve diferença estatística significativa entre as massas corpóreas ($p > 0,05$) entre as variedades, ao longo das coletas.

Meyer *et al.*, (2005) descrevem em seus estudos que a tilápia do Nilo pode atingir mais de 3 kg em ambiente natural, mas para a aquicultura este animal é comercializado com um peso variando de 400g a 700g. Segundo Gasparino *et al.*, (2002) o rendimento do filé varia de acordo com a espécie e várias pesquisas têm demonstrado a influência do peso do abate sobre o rendimento do filé em tilápias do Nilo sugerindo que peixes com peso superior a 400g são os mais indicados para o abate (MACEDO-VIEGAS *et al.*, 1997; SOUZA e MARANHÃO, 1998).

O tempo necessário para atingir o tamanho comercial pode durar de 4 a 6 meses em função de vários fatores como tipo de alimentação, temperatura, qualidade da água e densidade de estocagem. Pode-se sugerir que os peixes do presente estudos não atingiram o peso comercial em menos tempo devido a temperatura e conseqüentemente a quantidade de oxigênio dissolvido, o que podem ter sido fatores estressores que influenciaram diretamente no aproveitamento do alimento oferecido. Não podemos afirmar que a densidade de estocagem influenciou neste parâmetro, pois segundo Schmittou (1997) a densidade ótima é aquela que fornece uma produção eficiente, ou seja, o peso final aceito pelo mercado num período de tempo curto.

Estudos realizados por Bernardes *et al.*, (1998), Carneiro *et al.*, (1999) e Mainardes-Pinto *et al.* (2003) avaliaram densidades de estocagem que variaram de 25-300 peixes / m³ em regiões com temperatura da água variando de 18 a 24°C e relataram que a densidade de

estocagem não influenciou diretamente no desempenho de incremento de massa corpórea. Já os resultados obtidos por Barbosa (2004) e Marengoni (2006) com densidades de 235 peixes/ m³ e 400 peixes/ m³ com temperatura em torno de 27°C resultaram em um maior incremento de massa corpórea do que os estudos citados anteriormente.

Os peixes deste estudo se desenvolveram a uma densidade de 347 peixes/ m³ com temperatura da água oscilando entre 16 e 26° C não obtendo o peso desejado no período de tempo avaliado. De acordo com os estudos citados anteriormente a densidade de estocagem foi um item que pode ter influenciado negativamente, porém a temperatura ainda sim continua sendo o fator mais influenciável.

Tabela 04. Média da massa corpórea (g) dos peixes ao longo do experimento.

Coletas	Variedades		
	<i>Red</i>	Híbrido	Chitralada
11/03/06	7,87 ± 0,16	9,33 ± 1,08	10,40 ± 1,03
20/05/06	49,53 ± 4,06	57,60 ± 2,20	54,00 ± 3,79
26/08/06	81,33 ± 4,57	103,07 ± 5,12	105,20 ± 9,32
15/11/06	240,40 ± 7,88	259,20 ± 9,66	261,73 ± 8,34
13/02/07	590,53 ± 26,6	523,33 ± 24,3	514,00 ± 22,3

Na figura 07, as retas obtidas na regressão linear entre massa corpórea e comprimento total, mostram uma forte correlação positiva entre estes dois parâmetros, onde a massa corpórea foi considerada como uma variável independente e o comprimento total como uma variável dependente. Esta figura mostra que em todos os grupos experimentais os valores de b (inclinação da reta) foram positivos, demonstrando uma correlação positiva entre massa e comprimento, com valores de R² variando de 0,98 a 0,99 (p= 0,001 para todas as variedades).

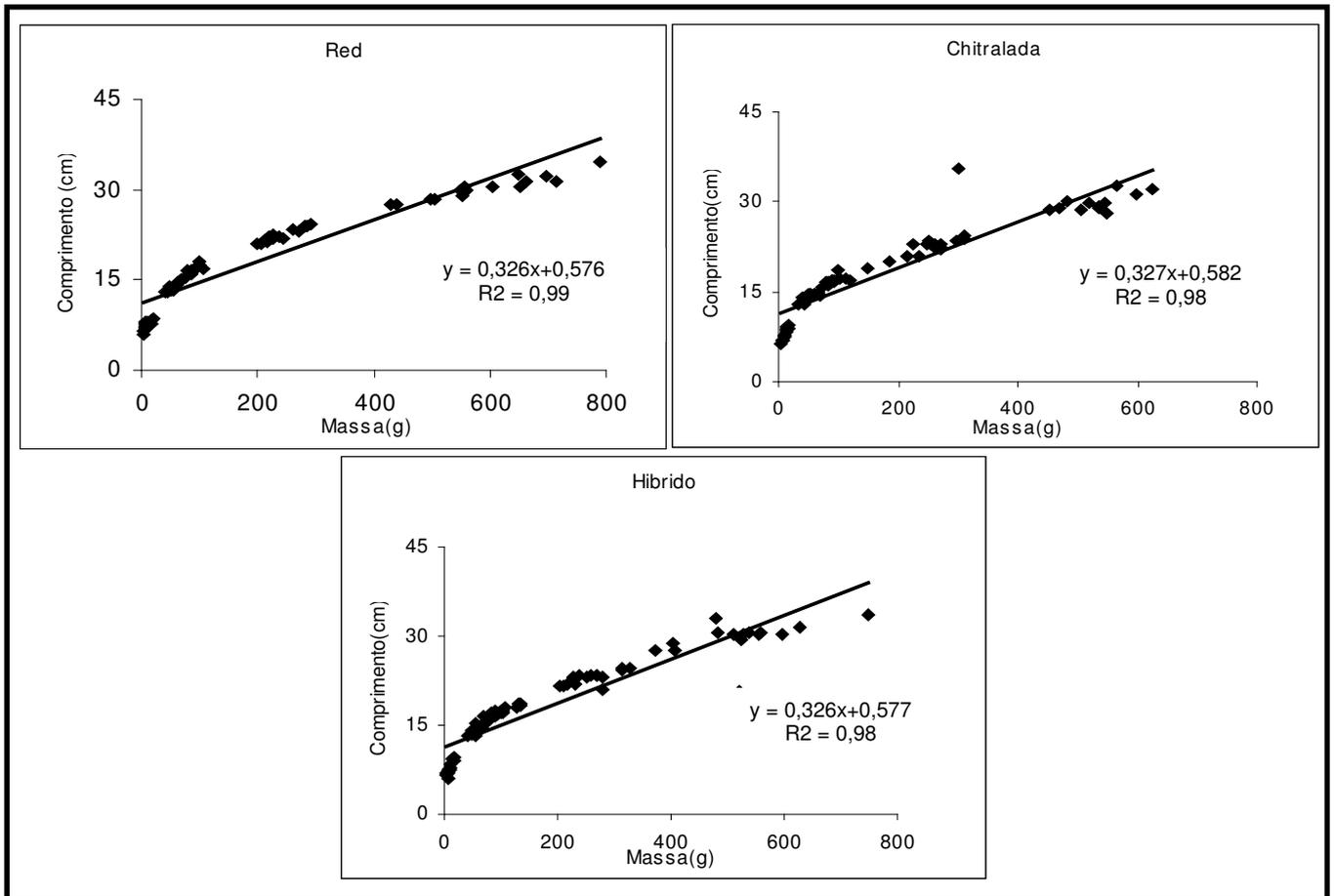


Figura 07. Correlação entre a massa corpórea e o comprimento dos peixes. Não há diferença estatística significativa entre os grupos ($P > 0,05$).

4.3 Análise da ração

A ração é um dos componentes que trazem o maior custo para piscicultura e sua elaboração deve se basear, principalmente, no conteúdo protéico, uma vez que a alta exigência desse componente é uma característica marcante nos organismos aquáticos, sendo 2 a 3 vezes superior que o requerimento protéico dos peixes terrestres constituindo cerca de 30% do total da ração (ALCESTE, 2004). Os dados da tabela 05 mostram os ácidos graxos encontrados na análise, há aproximadamente 3% de ácidos graxos n3 valor suficiente para atender as necessidades requeridas por estes peixes embora, alguns autores indicam que a inclusão de 5 a 10% de lipídios para peixes de clima quente é suficiente para um ótimo crescimento. A ração utilizada para alimentação dos peixes deste experimento é composta

por 6,5 % de extrato etéreo, fração que representa a concentração de lipídios (Tabela 01), quantidade esta, que está dentro dos parâmetros ideais citados por Wilson (1995) e segundo os resultados de Chou & Shiau (1996) o efeito do aumento de lipídio na ração além de influenciar negativamente o desempenho do peixe, acaba sendo depositado como gordura corporal e sugerem que as tilápias não usam a energia dos lipídios suplementar da ração, acima de 12%, para o crescimento. Por possuir hábito alimentar onívoro a tilápia do Nilo aceita facilmente rações artificiais (MEURER *et al.*, 2002). A partir da fase de alevino, esses peixes podem utilizar fontes protéicas de origem vegetal, como fonte única de proteína, sem apresentar problemas relacionados ao desempenho (BOSCOLO *et al.*, 2001), desde que sejam tomados os devidos cuidados quanto ao balanço nutricional adequado ao requerimento dos peixes. Meurer *et al.*, (2002) afirmaram que a tilápia não utiliza eficientemente o lipídio como fonte de energia.

Em relação ao conteúdo de ácidos graxos Lovell (1991) afirma que os peixes diferem dos peixes endotérmicos nos valores de exigência para os ácidos graxos omega 3 (n3). Salmonídeos requerem aproximadamente 1% dos ácidos graxos n3 em sua dieta para a taxa de crescimento máxima, já os peixes de ambiente tropical, apesar de demandarem de uma exigência dos n3, parecem ser menos sensíveis a uma deficiência do que a espécie de região temperada. Alguns peixes requerem uma mistura dos ácidos graxos n3 e n6, ou, como no exemplo da tilápia, somente ácidos graxos n6 (STICKNEY e HARDY, 1989), os quais representam 29% do conteúdo de ácidos graxos polinsaturados da ração.

Dos 29% de PUFA n6 presente na ração, o ácido linoleico (18:2n6) perfaz 28% deste total confirmando a fonte utilizada para preparo da ração, os óleos de soja e milho. Este ácido graxo é um importante precursor de ácidos graxos de cadeia mais longa, e deve-se destacar que os peixes são capazes de sintetizar ácidos graxos por um processo de desaturação e alongação da cadeia (HENDERSON e TOCHER, 1987). Em comum com outros vertebrados, os peixes não possuem enzimas desaturases $\Delta 12$ e $\Delta 15$ necessárias para sintetizar 18:2n6 e 18:3n3, respectivamente, dessa forma, devem obter estes ácidos graxos pela dieta (HENDERSON e TOCHER, 1987). Estes ácidos graxos são importantes para os processos fisiológicos dos próprios peixes (AHLGREN *et al.*, 1994) e estes ainda refletem em benefícios nutricionais para a alimentação humana já citada anteriormente (SIMOPOULOS, 1991). Diante dos processos metabólicos que serão evidenciados mais adiante, a análise de ácidos graxos da ração mostrou que está do ponto de vista do conteúdo lipídico, respondendo satisfatoriamente as exigências nutricionais dos peixes.

Tabela 05. Perfil de ácidos graxos da ração

Ácidos Graxos	Porcentagem %
14:0	1,00
14:1	0,11
15:0	0,22
16:0	15,71
16:1	1,31
17:0	0,76
17:1	0,18
18:0	11,92
18:1c	28,21
18:1t	2,34
18:2n6	28,74
18:3n6	0,30
18:3n3	2,22
20:0	1,45
20:1	0,65
20:2n6	0,19
20:3n6	0,12
21:0	0,18
20:3n3	0,42
20:5n3	0,09
22:0	0,93
22:2n6	0,34
23:0	0,17
22:4n6	0,15
22:5n3	0,47
24:0	1,34
22:6n3	0,32
24:1	0,20
Saturado	33,67
MUFA	32,98
PUFA	33,35
n3	3,52
n6	29,83
n3/n6	0,12

Os resultados obtidos na análise dos substratos metabólicos, foram avaliados considerando o período de engorda dos peixes e com estes resultados foi possível verificar a diferença de deposição e mobilização entre os grupos. A seguir estão apresentados estes

resultados separados em duas partes: a primeira avaliando o período de engorda dos peixes para acompanhar este processo e na segunda parte a comparação entre as variedades.

PARTE I

4.4 Análises metabólicas durante o período de engorda

Os resultados apresentados a seguir expressam as quantidades de lipídios e proteínas nos tecidos de deposição de substratos energéticos (fígado, músculo e tecido adiposo) e de mobilização (plasma), assim como o perfil de ácidos graxos de cada fração lipídica destes tecidos. Estas análises foram realizadas a cada coleta para que fosse possível acompanhar a concentração e local de deposição de cada substrato energético durante o crescimento dos peixes.

4.4.1 Proteínas Totais no Músculo Branco, Fígado e Plasma

Para que o peixe tenha um crescimento adequado, é necessário que a alimentação tenha 40 ou mais nutrientes essenciais, sendo as proteínas os mais importantes e os mais caros na produção de ração. Esses nutrientes são requeridos para o aumento de peso, para reparar tecidos danificados e para o metabolismo (SHUCHARDT *et al.*, 2008). A figura 08 mostra a concentração de proteínas totais no músculo branco encontrada em cada variedade ao longo do crescimento dos peixes. A variedade *Red* foi a que acumulou uma maior concentração de proteínas musculares, 232,12 mg/g, em relação aos outros grupos quando encontrava-se com 50g. A mobilização de proteínas musculares ocorre em períodos diferentes nos grupos estudados, pois em *Red* ocorre uma diminuição de proteínas musculares quando os peixes passam de 50g para 100g, entretanto nas outras variedades, esta diminuição ocorre quando os peixes passaram de 100g para 250g.

Observa-se que a diminuição da concentração de proteínas no músculo ocorre no período compreendido entre a segunda e terceira coletas (Maio a Agosto), quando os valores médios da temperatura da água atingiu 18°C (inverno), sendo esta menor concentração muscular de proteínas totais mantida até que os peixes atingissem o peso comercial (500g). Segundo Sheridan (1994) fatores exógenos, tanto da dieta quanto ambiental, têm demonstrado efeitos sobre a composição corporal de peixes. Para Pérez-Sánchez e Le Bail (1999) o sistema endócrino é sensível aos sinais exógenos, como por exemplo, temperatura e fotoperíodo, além disso, o estresse e outros fatores como, dieta e otimização de absorção do alimento, bem como seu valor nutritivo e tamanho dos peixes, também podem alterar a taxa de crescimento desses peixes, e também a mobilização energética. Diante do exposto verifica-se que a temperatura e os dados químicos analisados podem realmente ter funcionado como fatores estressores para estes peixes, principalmente para a otimização de alimento que levou a uma grande mobilização de substratos energéticos citados neste trabalho. A concentração de proteínas totais encontradas nos filés dos peixes dos 3 grupos foi próximo aos encontrados por Garduño-Lugo *et al.*, (2007), que obtiveram valores de 17,4 % de proteínas totais (174 mg/g) para a tilápia de Stirling (selvagem) e 16,6% (166 mg/g) para os peixes híbridos (Florida Red X *O.niloticus* Red)

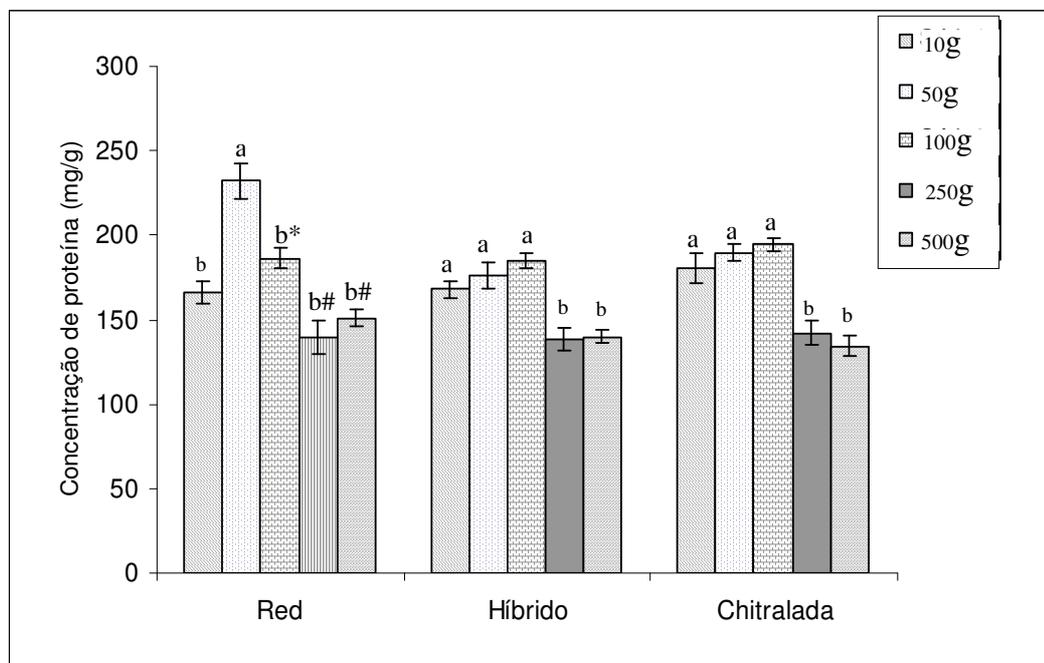


Figura 08. Concentração de proteína no músculo branco. Comparação durante o período de engorda dentro de cada variedade. Letras e símbolos diferentes representam diferença estatística significativa ($p < 0,05$) dentro da mesma variedade.

Diante da análise de correlação entre a concentração de proteínas totais musculares e a massa corpórea dos peixes foi possível verificar correlação entre estas duas variáveis, considerando-se a massa corpórea como variável independente e concentração de proteína muscular como dependente. Na figura 09 estão apresentados os dados que demonstram que há uma forte correlação negativa entre os dois parâmetros analisados, com valores de “b” negativos, mostrando existir uma relação inversa entre os dois parâmetros, ou seja, enquanto o animal cresce ocorre uma diminuição na concentração de proteínas totais no músculo ($p=0,001$ para a variedade chitralada e $p=0,01$ para *Red* e Híbrido).

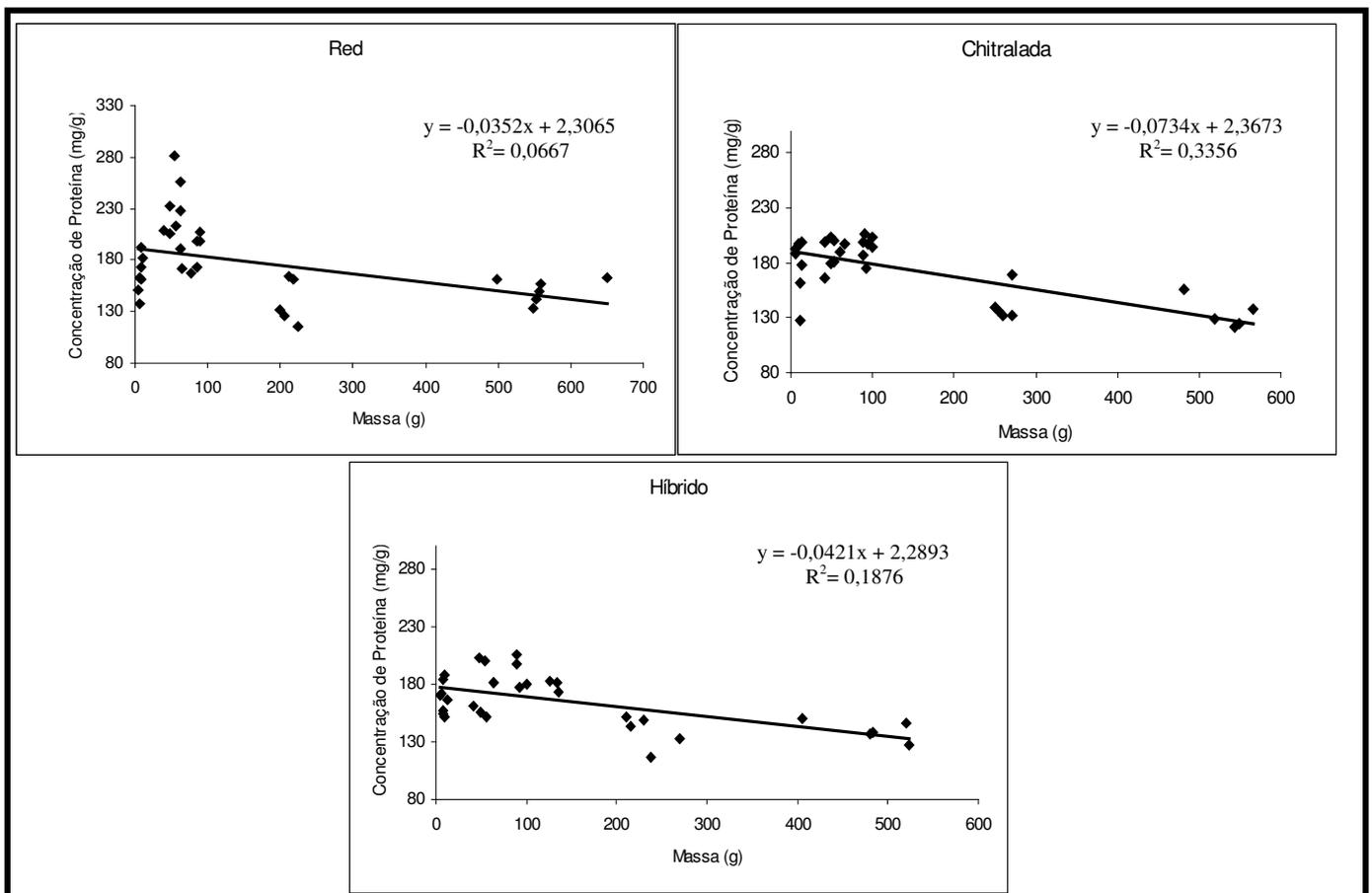


Figura 09. Correlação entre a concentração de proteína (mg/g) no músculo branco e a massa corpórea.

No fígado foram avaliados os mesmos metabólitos inicialmente propostos para o músculo, porém só foi possível começar analisar estes metabólitos quando os peixes atingiram 100g devido a dificuldade de obtenção de quantidade suficiente de tecido, visto o tamanho reduzido do animal nas coletas iniciais.

Na figura 10 pode-se verificar as concentrações de proteínas hepáticas, de cada variedade durante o crescimento. Os dados mostram que em todas as variedades houve uma diminuição significativa da concentração hepática de proteína quando as tilápias passaram de 250g para 500g. As diferenças encontradas entre as concentrações de proteínas musculares e hepáticas denotam o papel do fígado como rápido mobilizador de proteínas sintetizadas, enquanto que o tecido muscular armazena uma maior concentração desse substrato, para ser utilizado como fonte energética (SHERIDAN, 1994).

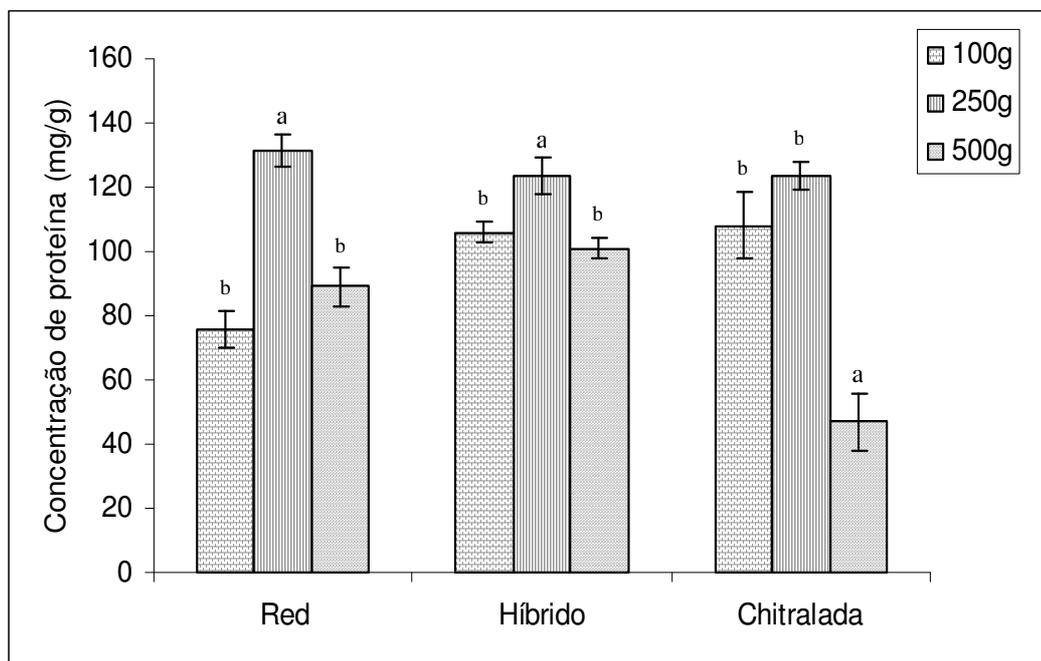


Figura 10. Concentração de proteína no fígado. Comparação durante o período de engorda. Letras diferentes representam diferença estatística significativa ($p < 0,05$) dentro de cada variedade.

A análise da correlação entre a concentração de proteínas hepáticas e a massa corpórea dos peixes (Figura 11) mostrou que apenas a variedade chitralada apresentou diferença estatística significativa ($p < 0,05$). Esse comportamento mostra que o fígado dos peixes da variedade chitralada apresenta uma mobilização mais acentuada de proteínas hepáticas na fase final de crescimento, ou ainda uma queda na síntese deste substrato. A primeira hipótese parece ser a mais esperada, pois essa queda acentuada de proteínas hepáticas nos peixes de peso comercial foi acompanhada por um aumento na concentração plasmática de proteína que será discutido posteriormente.

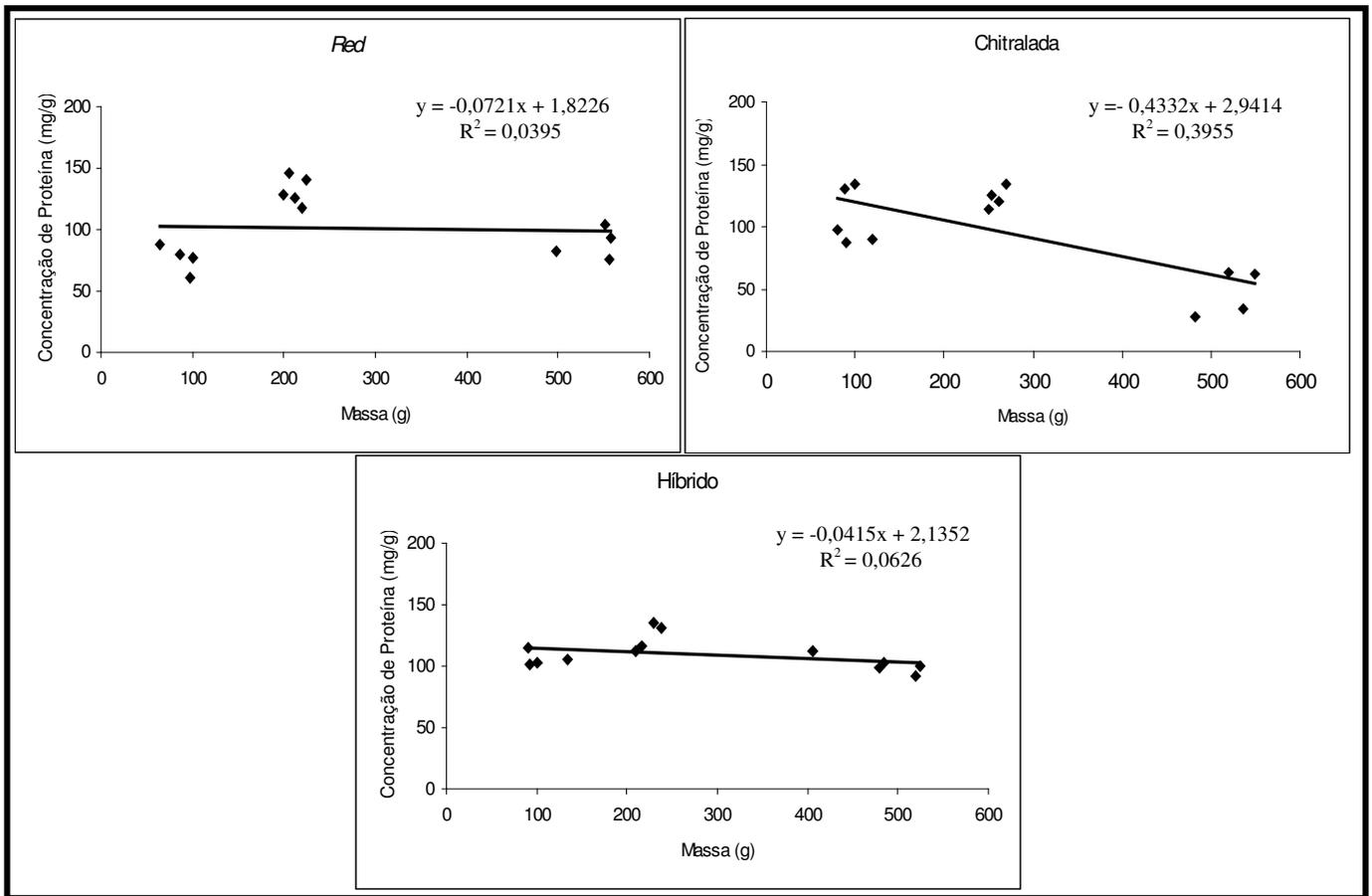


Figura 11. Correlação entre a concentração de proteína hepática (mg/g) e a massa corpórea.

Os dados obtidos mostram que, quando as tilápias foram mantidas em tanques-rede, houve uma diminuição nos níveis de proteínas hepáticas e musculares no período em que a temperatura estava mais baixa, ou seja, nos meses de maio a agosto sugerindo que a temperatura pode influenciar na mobilização de proteínas nos tecidos. De uma forma geral os dados de concentração de proteína muscular mostram que, independente da variedade, existe uma diminuição da deposição de proteínas quando os peixes passam de 100 para 250g.

No presente trabalho, os níveis de proteína não aumentaram com o incremento da massa corpórea e, em consequência disso houve um aumento da concentração plasmática de proteínas quando os peixes apresentavam os níveis mais baixos de proteína muscular e hepática. Sugere-se que todo este processo de diminuição nos tecidos e mobilização através do plasma ocorreu para suprir a necessidade exigida pelos peixes para manter a taxa metabólica e uma diminuição na utilização para o crescimento por conta da baixa do metabolismo no período de inverno e posteriormente na deficiência de captação de alimento por causa do tamanho e disposição destes peixes no tanque. De acordo com Lovell (1991) a

razão para que peixes necessitem de maiores quantidades de proteínas que outros peixes não é o fato de necessitarem altos requerimentos protéicos, mas sim alto requerimento energético para que consiga manter a dinâmica de movimentação na água.

As amostras do plasma foram analisadas a partir da quarta coleta quando os peixes estavam com 250g. Nas coletas anteriores, o pequeno tamanho dos peixes não possibilitou a coleta de quantidade suficiente de sangue para obtenção de um volume adequado de plasma para as análises metabólicas.

A figura 12 mostra cada variedade em separado durante o período de engorda. Os dados mostram que a variedade chitralada e o híbrido tiveram um aumento significativo de proteínas totais no plasma com seu crescimento quando passaram de 250g para 500g.

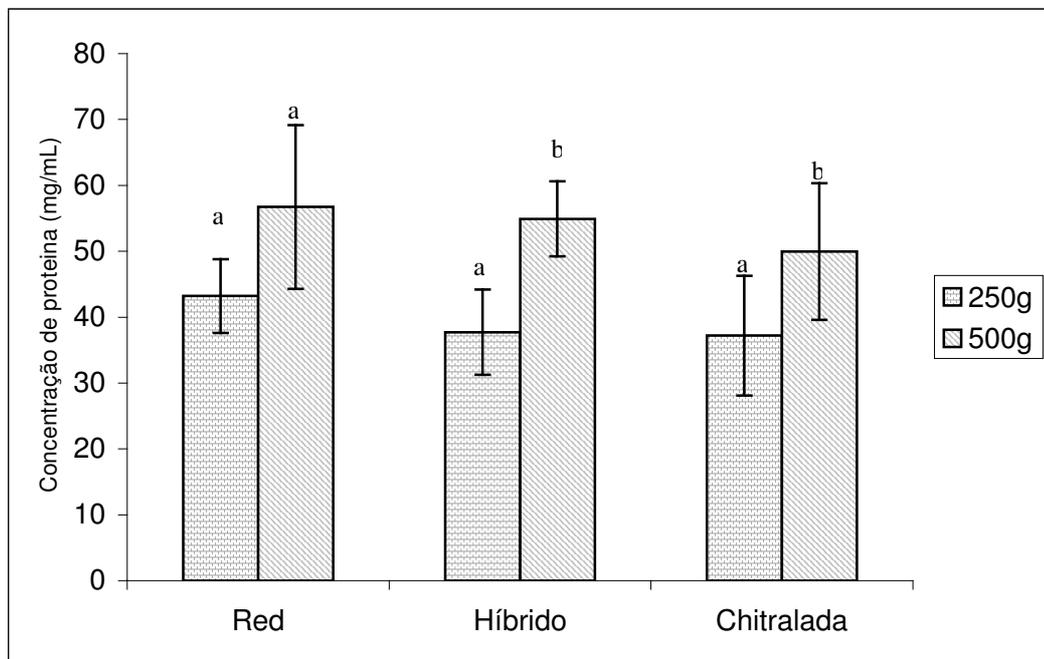


Figura 12. Concentração de proteína plasmática. Comparação durante duas fases de engorda dentro de cada variedade. Letras diferentes representam diferença estatística significativa ($p < 0,05$).

Apesar de não se poder afirmar, por constar apenas duas fases de engorda analisado, é possível perceber a forte tendência a elevação da concentração de proteínas plasmáticas conforme o aumento de peso dos peixes na figura 13, que mostra um gráfico de correlação onde a variável concentração de proteínas (eixo y) mostra-se dependente do incremento de massa corpórea (eixo x) pelo valor positivo da inclinação da reta e por apresentar diferença estatística significativa para a variedade Chitralada e para o híbrido ($p < 0,001$).

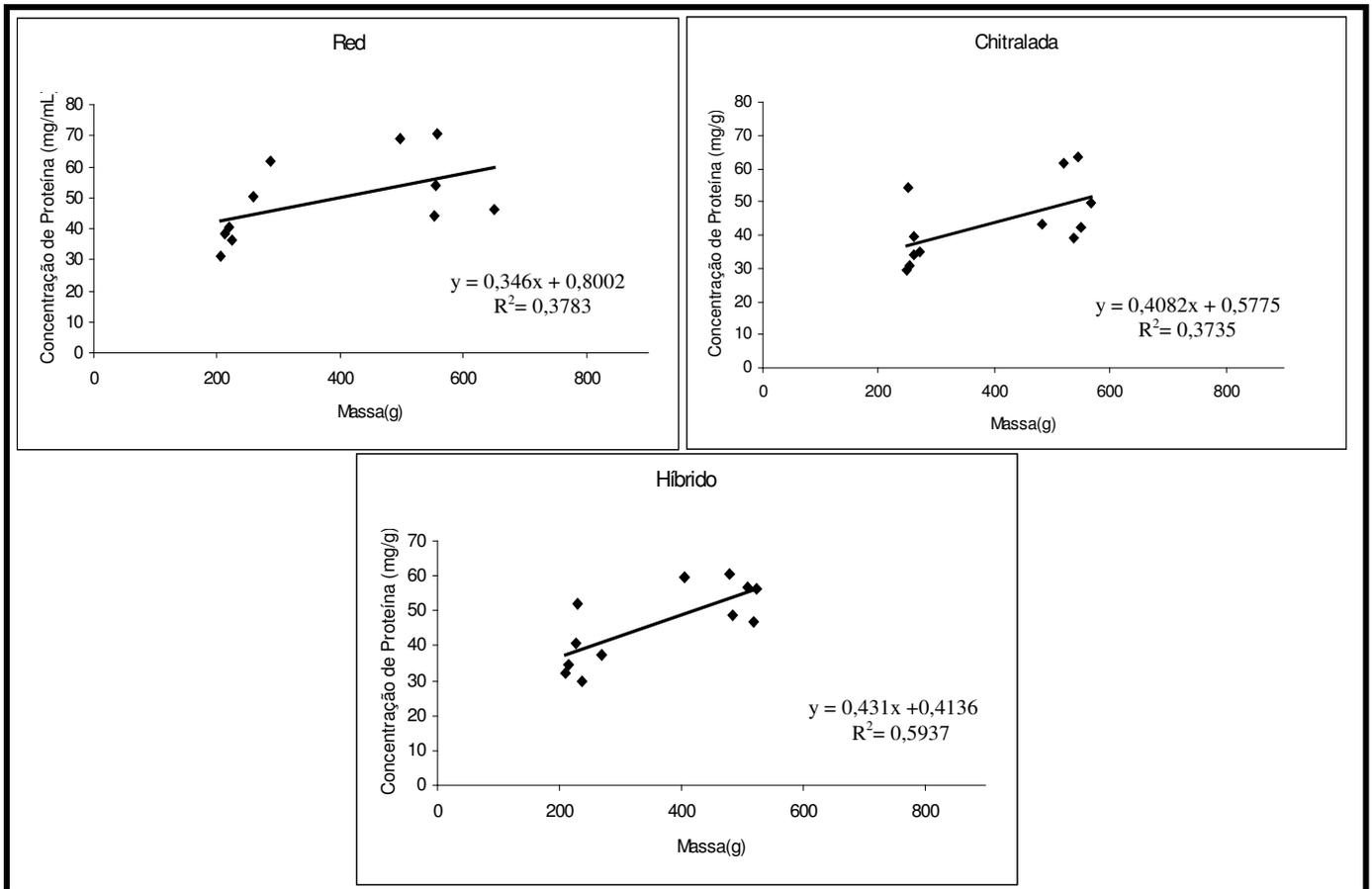


Figura 13. Correlação entre a concentração de proteína no plasma (mg/ml) e a massa corpórea.

4.4.2 Lipídios Totais no Músculo e Fígado

Analisando-se os resultados obtidos com a determinação da concentração de lipídios totais é possível observar que houve uma diminuição significativa deste metabólito (tanto no fígado quanto no músculo) quando houve queda na temperatura, e a concentração de lipídios se manteve baixa até que os peixes atingissem 500g (Figura 14). De acordo com os resultados obtidos por Rasoarahona *et al.*, (2005) as tilápias diminuem a concentração de lipídeo total no músculo, quando passam do período do outono para o inverno.

A qualidade da proteína na dieta modula a síntese lipídica e conseqüentemente a utilização dos lipídios sintetizados como substrato energético (DIAS *et al*, 2005). Segundo Lovell (1989) as tilápias não toleram níveis altos de gordura quanto os salmonídeos, sendo que Hanley (1991) e Lim (2002) relatam que as tilápias apresentam uma deficiência na utilização de lipídios da dieta, sugerindo que este fato está relacionada a estes peixes

apresentarem atividade enzimática limitada das lipases e uma deficiência na absorção de lipídios. Sabe-se que a quebra dos lipídios é realizada pela ação de uma lipase lipoprotéica, que hidroliza os lipídios transportados em ácidos graxos e glicerol. Estes se difundem para as células de reserva onde são armazenados na forma de triglicérides, que são ressintetizados por lipases localizadas no retículo endoplasmático (SHERIDAN,1994).

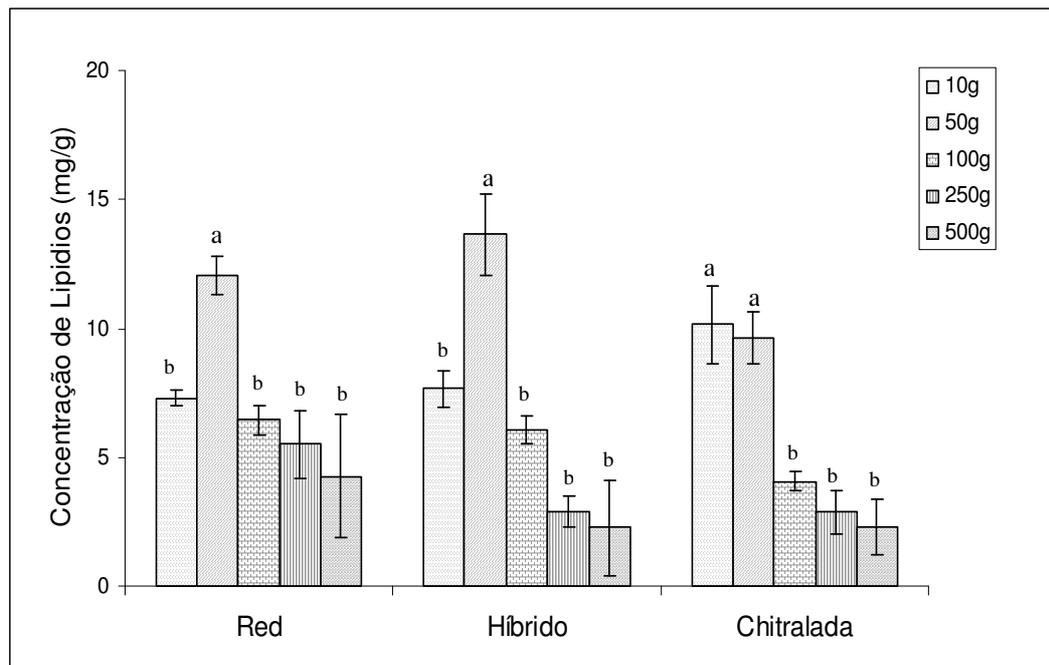


Figura 14. Concentração de lipídios no músculo branco. Comparação durante o período de engorda dentro de cada variedade. Letras diferentes representam diferença estatística significativa ($p < 0,05$).

Esta característica específica das tilápias pode estar relacionada à preferência por utilizar primeiro proteína e em seguida lipídios e percebe-se que mesmo com esta deficiência estes peixes utilizaram os lipídios como fonte metabólica, havendo a diminuição nos níveis protéicos já citados anteriormente.

Analisando-se cada variedade em separado verifica-se que, quando os peixes atingiram 50 g a variedade *Red* e o híbrido acumularam mais lipídios no músculo que nas outras fases, e conforme avançou o período de engorda, não houve alterações na concentração de lipídios musculares. Assim como visto para as proteínas musculares, o aumento da massa corpórea para aproximadamente 100g foi acompanhado por um decréscimo significativo no substrato lipídico, período este que compreendeu o final do inverno e o início da primavera.

As concentrações de lipídios musculares encontradas no presente trabalho estão abaixo daquelas encontradas por Garduño-Lugo *et al.*, (2007) na variedade *Stirling* (0,97 %, ou 9,7 mg/g) e no híbrido obtido entre *Florida red* X *O. Niloticus red* (0,70% ou 7 mg/g). Este fato

pode ser bom do ponto de vista nutricional, pois peixes que apresentam baixas quantidades de gordura no filé são mais bem vistos comercialmente (GARDUÑO-LUGO *et al.*, 2007).

Os dados de correlação entre a variável dependente, concentração de lipídios totais no músculo, e a variável massa (independente) mostram que com valor de b negativo há uma relação inversa deste substrato com o crescimento do animal, ou seja, conforme estes peixes crescem diminui a concentração de lipídios totais no músculo branco assim como aconteceu com proteínas no mesmo tecido (Figura 15, $p=0,001$).

As análises de lipídios totais no fígado estão apresentadas a seguir acompanhando cada variedade durante o incremento da massa corpórea. A figura 16 mostra que durante o crescimento as variedades apresentam uma diminuição na concentração de lipídios hepáticos de 100g para 250g mantendo os mesmos valores até o peso comercial.

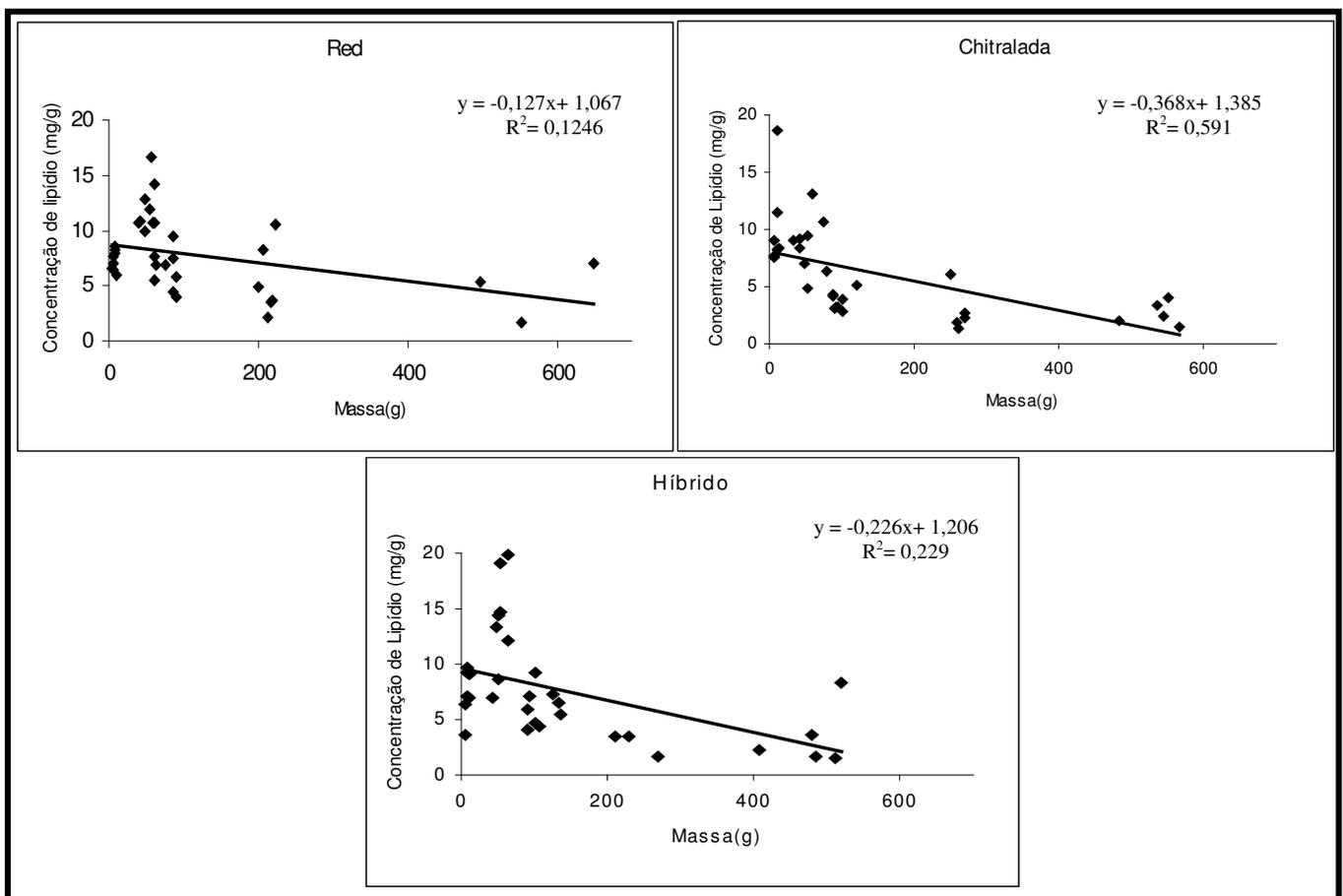


Figura 15. Correlação entre a concentração de lipídio (mg/g) no músculo branco e a massa corpórea

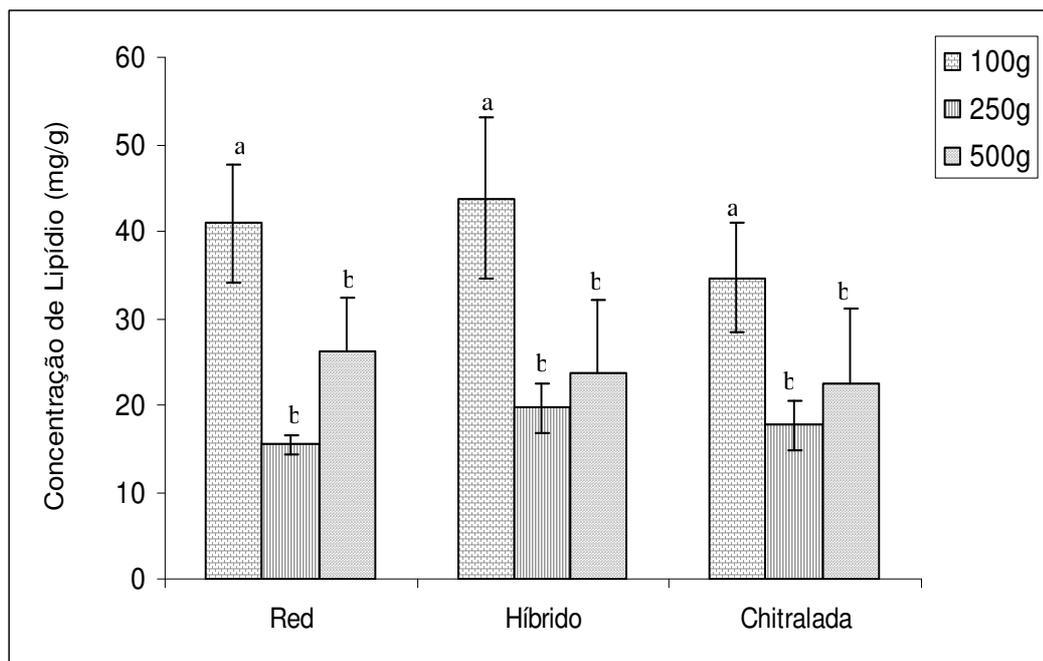


Figura 16. Concentração de lipídios hepáticos. Comparação durante o período de engorda dentro de cada variedade. Letras diferentes representam diferença estatística significativa ($p < 0,05$).

A análise de correlação mostrou que apenas o híbrido apresenta uma relação entre concentração de lipídio e aumento de massa corpórea ($p=0,01,8$; Figura 17)

Peixes utilizam proteínas e triglicerídeos efetivamente como fonte de energia (LOVELL, 1991). É importante citar também que as proteínas são a fonte energética primária dos peixes, ou seja, diferentemente de mamíferos, os peixes utilizam em primeiro lugar as proteínas, em seguida os lipídios e apenas por último os carboidratos. Peixes não utilizam energia para manter a temperatura corpórea diferente da temperatura ambiental e a excreção de produtos nitrogenados utiliza menos energia que em outros peixes (homeotérmicos e terrestres) (MOMMSEN, 2001).

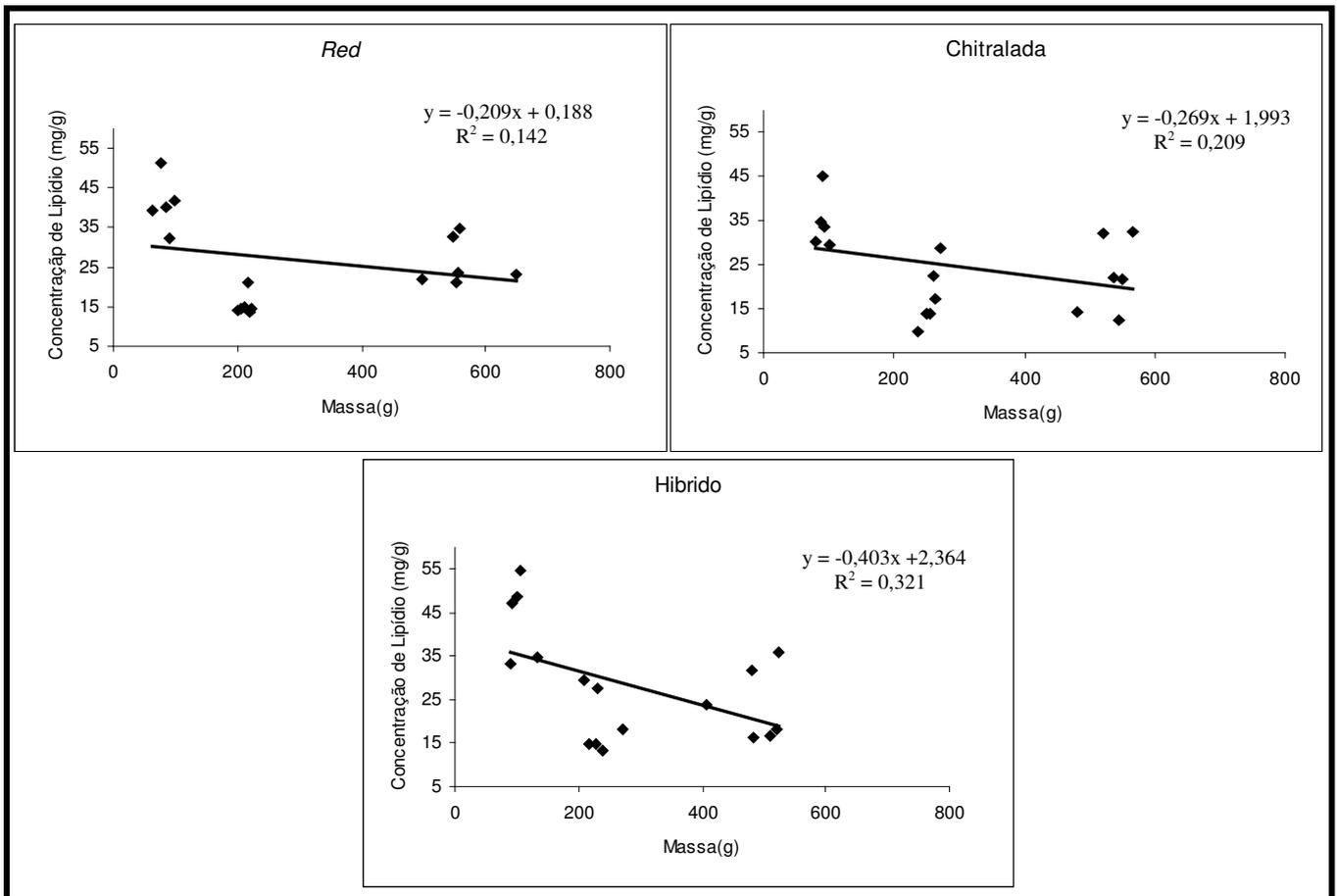


Figura 17. Correlação entre a concentração de lipídio total hepáticos (mg/g) e a massa corpórea.

Alguns trabalhos mostram que o conteúdo lipídico do fígado de tilápias diminui ao longo do crescimento, mas de forma oposta, a concentração de lipídios musculares aumenta (DE SILVA *et al.*, 1997). Esse aumento de lipídios musculares também foi observado em salmonídeos (RASMUSSEN, 2001; JOBLING e JOHANSEN, 2003), mas não foi observado no presente trabalho.

Uma característica importante que deve ser destacada é que os trabalhos acima descritos foram conduzidos em sistemas controlados em laboratório, e o presente trabalho em tanques-rede, sugerindo uma possível alteração no metabolismo energético em peixes submetidos a este sistema de cultivo

4.4.3 Análise de umidade do Músculo Branco

Os valores de água presente no músculo variaram de 56% a 81% sendo que houve diferença estatística apenas na variedade *Red* ($P=0,001$), na qual houve uma diminuição visível do conteúdo quando os peixes passaram de 10g para 50g (Tabela 06) e diminuiu novamente quando passaram para 100g, período este que corresponde ao início do inverno, coincidindo com uma diminuição também na concentrações de proteínas e lipídios. Estes valores aumentaram quando os peixes atingiram o peso comercial. Segundo Pádua (1996), de modo geral o aumento do tamanho do peixe (massa corpórea) leva à diminuição do conteúdo de água (umidade) e aumento da concentração de lipídios, com menores alterações em proteínas e minerais. Contrariando estas informações, nossos resultados demonstraram que conforme a variedade *Red* foi aumentando a massa corpórea, houve realmente uma diminuição do conteúdo de água, porém os substratos analisados também diminuíram até que os peixes passassem pelo período em que seu metabolismo diminuísse devido a temperatura da água. Passado este período os substratos não aumentaram como já discutido anteriormente mas a porcentagem de água aumentou, demonstrando que quando há uma diminuição de substratos na célula há um aumento de água.

O teor de umidade encontrado no presente experimento estão muito próximos aos encontrados por Garduño-Lugo *et al.*, (2007) para a variedade Red Stirling (76,3%) e o híbrido de Florida Red X *O. niloticus* Red (77,3%).

Tabela 06. Teor de umidade do músculo branco. Letras diferentes mostram que há diferença estatística significativa durante o incremento de massa corpórea ($p<0,05$)

Teor de Umidade no Músculo (%)			
Massa Corpórea	<i>Red</i>	Variedades Híbrido	Chitralada
10g	77±1,7 ^a	73±4,0	68±0,6
50g	65±1,0 ^a	71±3,7	71±3,7
100g	56±2,0 ^b	75±3,4	78±4,1
250g	72±1,8 ^a	74±4,5	67±1,2
500g	68±1,2 ^a	81±3,4	78±3,6

4.4.4 Perfil de ácidos graxos do Músculo, Fígado, Plasma e Tecido Adiposo

Com a análise do perfil de ácidos graxos do músculo foi possível identificar a relação entre o acúmulo de ácidos graxos saturados, monoinsaturados (MUFA) e polinsaturados (PUFA) e o crescimento dos peixes, assim como, identificar quais são estes ácidos graxos, quantificá-los e avaliar as possíveis influências de cada um no crescimento da tilápia. Os apêndices AD a AZ mostram a correlação entre a porcentagem de ácidos graxos e a massa corpórea dos peixes. Apesar da concentração de lipídios totais estar correlacionado ao processo de engorda dos peixes não houve correlação entre o incremento da massa corpórea com as porcentagens de ácidos graxos saturados em ambas as frações. Os MUFA da fração neutra aumentaram de forma significativa com o aumento da massa corpórea dos peixes em todas as variedades ($P=0,001$) (Tabela 07). Este mesmo perfil de aumento de MUFAs foi encontrado por DE SILVA *et al.*, (1997) em tilápias híbridas, sendo que a relação dos ácidos graxos saturados com o incremento de massa não apresentou correlação significativa. Os ácidos graxos PUFAs na fração neutra apresentaram correlação negativa com o incremento da massa corpórea na variedade *Red* ($P=0,002$) e no Híbrido ($P=0,001$), sendo que na fração polar, não houve correlação significativa para nenhuma classe de ácidos graxos. Da mesma forma, DE SILVA *et al.*, (1997) encontraram uma diminuição de PUFAs com o aumento da massa corpórea em tilápias alimentadas, mas essa relação foi contrária com os peixes mantidos em jejum.

É importante no entanto notar que, apesar das diferenças encontradas nos diferentes ácidos graxos, ao atingir o peso comercial todas as variedades apresentam o perfil de ácidos graxos das frações polares e neutras do músculo nas mesmas porcentagens (Apêndices G a P).

O detalhamento do perfil dos ácidos graxos dos lipídios musculares mostram que na fração neutra foi encontrado em maior quantidade os ácidos graxos 16:0 (21%), 18:0 (8%), 18:1 (35%) e 18:2n6 (16%), independente da fase de crescimento do animal. Na fração polar, os principais ácidos graxos foram, 16:0 (16%), 18:0 que aumentou de 8% para 15% durante o desenvolvimento do animal, 18:1 (16%), 18:2n6 (12%), 20:3n3 (8%), 22:5n6 (7%) e 22:6n3 que diminuiu de 15% para 7%.

Luzia *et al.*, (2003) realizaram um estudo no Brasil, com cinco importantes espécies de pescado (sardinha [*Sardinella brasiliensis*], corvina [*Micropogonias furnieri*], curimatá [*Prochilodus costatus*], camarão [*Penaeus Braziliensis*] e tilápia [*Oreochromis niloticus*]) de

ambiente natural, dentre eles a tilápia com aproximadamente 500g analisando o valor de lipídios totais e perfil de ácidos graxos, encontrando valores diferentes do reportado neste estudo com peixes de cativeiro. Com 500g os peixes deste trabalho foram coletados no período de verão, comparando os valores de 16:0, 18:0 e 18:1 da fração neutra apenas o 18:1 é superior e, na fração polar todos são inferiores aos encontrados por Luzia *et al.*, (2003), 35%, 14% e 28,5% respectivamente. Porém, quando analisadas as somatórias de n3 e n6 (Tabelas 05 e 06) nossos valores são superiores aos destes autores (n3 7% e n6 9%) mostrando que as tilápias de cativeiro analisadas aqui possuem quantidades superiores de PUFA. Estes dados corroboram com o estabelecido por Henderson e Sargent (1985) que sugerem que peixes de cativeiro apresentam maiores quantidades de n6 do que os peixes de ambiente natural. Este resultado sugere que a ração fornecida certamente tem uma quantidade de PUFA adequada (LOVELL, 1991)

Verifica-se que os ácidos graxos descritos acima são os mais comuns no músculo branco uma vez que foram detectados em grandes quantidades em todas as fases de crescimento, com exceções de alguns que apareceram em alguns momentos. O ácido palmítico (16:0) é o ácido graxo saturado que aparece em maiores concentrações (60%) pois é o principal metabólito para o peixe, não dependendo da dieta. A maioria dos peixes de água doce contém grandes proporções de ácidos graxos saturados e polinsaturados de 18 carbonos; estes PUFA de 18 carbonos compreendem a maioria dos encontrados em PUFA (HENDERSON e TOCHER, 1987). Segundo Martino (2003) o ácido linoléico (18:2n6) é um ácido graxo essencial para peixes e humanos pois é precursor do ácido araquidônico importante no crescimento, reprodução, regulação da resposta imune e ainda as alterações fisiológicas dos peixes frente ao estresse ambiental (BELL *et al.*, 1995). O ácido araquidônico foi detectado em grande porcentagem em ambas as frações de lipídios no músculo em todas as fases de crescimento em maior concentração nos lipídios polares (8%), sugerindo que estes peixes estão alongando e desaturando com eficiência este precursor que está fortemente relacionado com o desenvolvimento cerebral e da retina, sendo também precursor das prostaglandinas e leucotrienos que agem influenciando inúmeras funções celulares que controlam mecanismos fisiológicos e patológicos do organismo (YOU DIN *et al.*, 2000: UAU Y *et al.*, 2001 in MARTIN *et al.*, 2006)

Kanazawa (1985) observou que o aumento da massa corpórea em tilápias foi acompanhado por uma redução nos níveis de proteínas no músculo e aumento na deposição de gordura, principalmente os da fração neutra com aumento do ácido oléico geralmente associado a esta classe de lipídios. Neste estudo, com o aumento da massa corpórea houve

uma diminuição na concentração de proteína intra-muscular coincidindo com os dados deste autor, porém houve também uma diminuição na concentração de lipídios totais com a diminuição de ácidos graxos saturados e PUFA e aumento de ácidos graxos monoinsaturados da fração neutra com aumento visível do ácido oléico quando os peixes passaram de 100 g para 250 g. Este período compreende o final do inverno e início da primavera momento em que a água estava um pouco mais fria, e isso pode comprometer a fluidez de membranas celulares limitando sua estabilização (HAZEL e WILLIANS, 1990).

É possível verificar que na fração polar do músculo encontra-se uma maior quantidade de PUFA tanto n3 quanto n6 fazendo o índice de n3/n6 aumentar, pois este índice é o principal indicador da qualidade dos lipídios, refletindo a qualidade do alimento do mesmo ingerido pelos peixes. Estes PUFAs são importantes para várias funções biológicas dos peixes bem como estrutural (AHLGREN *et al.*, 1994) e refletem em benefícios nutricionais, principalmente em relação à prevenção de doenças cardiovasculares (SIMOPOULOS, 1991). As razões 0,30 e 0,50 de n3/n6 têm sido recomendadas por vários autores (MASTERS, 1996) por possibilitar uma maior conversão do ácido alfa-linolênico (18:3n3) em ácido docosahexaenóico (22:6n3) sendo assim, razões entre 0,25 a 0,50 têm maior importância para pessoas que possuem uma baixa ingestão de ácidos graxos essenciais, por outro lado, razões próximas a 1,00 não são recomendadas por inibirem a transformação dos ácidos graxos precursores em cadeias mais longas (MASTERS, 1996).

Em uma dieta balanceada para humanos a relação entre os ácidos saturados n3/ n6 deve ser aproximadamente 0,1. A relação de ácidos graxos n3 e n6 nos lipídios totais em peixes dulcícolas esta entre 0,5-3,8 e para peixes marinhos esta relação varia entre 4,4- 4,7; com valores mais baixos para peixes tropicais (NETTLETON, 1995).

Estima-se que a razão n3/n6 das pessoas, nas fases pré-industrialização estavam em torno de 0,50 a 1 devido à alimentação abundante de vegetais e alimentos de origem marinha. No entanto, com a industrialização houve uma diminuição desta razão com a diminuição da ingestão de alimentos naturais resultando em dietas com quantidades de n3 baixas. Nas últimas décadas têm-se determinado que a ingestão média de ácidos graxos n3 e n6 está com razões entre 0,05 e 0,10 ocorrendo registros de até 0,02 (SIMOPOULOS, 2002 in MARTIN *et al.*, 2006). A necessidade de reajustes desta razão nas dietas modernas têm sido indicado por diversos estudos como por exemplo os realizados por Lorgeril *et al.*, (1994 in MARTIN, 2006) e Broughton *et al.*, (1997) em doenças cardiovasculares, artrite reumatóide e sintomas da asma quando as razões de ácidos graxos n3 e n6 estavam entre 0,20 e 0,25.

Os apêndices AJ a AO mostram a correlação entre a quantidade total de ácidos graxos hepáticos e o aumento de peso dos peixes. A variedade Red ($P=0,001$) e o híbrido ($P=0,02$) apresentaram um aumento de ácidos graxos saturados na fração neutra conforme foram crescendo (Tabela 09), mas na fração polar não foi encontrado o mesmo comportamento (Tabela 10). Os MUFAs hepáticos apresentaram correlação negativa em todas as variedades, nos lipídios neutros ($P=0,05$) (Apêndice AL), já nos lipídios polares houve uma correlação negativa apenas para o híbrido ($P=0,027$, Apêndice AM).

Analisando híbridos de *O. niloticus* e *O. mossambicus*, De Silva *et al.*, (1997) também observaram um aumento de ácidos graxos saturados no fígado, com o aumento da massa corpórea, mas sem alterações no perfil dos MUFAs e PUFAs. No entanto, estes mesmos autores encontraram uma queda nos MUFAs hepáticos, quando estes peixes foram mantidos em jejum.

De uma forma geral pode-se observar que em todos os grupos, a mesma porcentagem de ácidos graxos saturados e monoinsaturados é mantida na fração neutra dos lipídios hepáticos quando os peixes atingem o peso comercial (500g) (Apêndice U)

Em relação aos PUFAs apenas a variedade chitralada têm uma diminuição na porcentagem, quando os peixes atingem 500g, e esta variedade também mostra mudanças nas quantidades de PUFA n3, que aumenta com 250g, diminuindo novamente com 500g, padrão também observado na variedade *Red*. As variedades chitralada e *Red* também apresentam variações nos PUFAs n6 da fração neutra, com diminuição destes ácidos graxos com 250g e aumento com 500g (Tabela 10). Na fração polar não foram observadas muitas alterações nos ácidos graxos ao longo do crescimento (Tabela 11).

De Silva *et al.*, (1997) observaram nos já relatados híbridos, um aumento dos PUFAs hepáticos com o aumento da massa corpórea, quando os peixes foram mantidos em jejum, mas alterações não foram observadas em peixes alimentados.

De Silva *et al.*, (1997) relatam que em tilápias vermelhas ocorre uma tendência em utilizar ácidos graxos monoinsaturados ao invés de saturados, como já havia sido há muito tempo relatado para enguias (DAVE *et al.*, 1976 in De SILVA *et al.* 1997)) e trutas (JEZIERSKA *et al.*, 1982). Sabe-se também que a utilização preferencial de ácidos graxos saturados ou MUFAs está na dependência do posicionamento destes ácidos graxos na molécula de triacilgliceróis, no caso dos lipídios neutros (DAVE *et al.*, 1976 in De SILVA *et al.* 1997).

O perfil de ácidos graxos do plasma, correlacionado com a massa corpórea, está indicado nos apêndices AO, AP e AQ. Os dados apresentados mostram que ocorre correlação

positiva dos ácidos graxos saturados com a massa corpórea nas variedades chitralada ($p=0,004$) e no híbrido ($p=0,04$), e correlação negativa de PUFA's na variedade chitralada ($p=0,03$). Já com relação aos MUFA's não há correlação com as diferentes fases de crescimento dos peixes.

O plasma tem um importante papel no transporte de substâncias para o organismo e a concentração e composição de ácidos graxos são influenciadas pela absorção da gordura da dieta ou pela liberação dos ácidos graxos pelo tecido adiposo. O aumento do ácido linoléico (18:2n6) no fígado, plasma e a presença no tecido adiposo de algumas variedades pode estar relacionado com a oferta deste na dieta, podendo ser armazenado no tecido adiposo para necessidades futuras (ZHOU e NILSSON, 2000).

O plasma foi o único local que teve um aumento de substratos conforme o crescimento dos peixes, além de ser detectada a presença de plasmalogênios que apareceram apenas em algumas variedades nos demais tecidos. Estes compostos são glicerofosfolipídios formados no fígado, nos quais o substituinte do carbono 1 do glicerol está ligado por meio de uma ligação éter $\text{R-O-R}'$ insaturada na configuração *cis* no lugar de uma ligação éster. Em mamíferos, os plasmalogênios compõem de 10 a 20% dos lipídios encontrados no fígado, mas ainda não se sabe sua função específica (VOET *et al.*, 2000). Este composto está presente em bactérias halofíticas, protistas ciliados e alguns invertebrados, e Nelson e Cox (2005) sugerem que permitem uma maior resistência às ações das fosfolipases que clivam ácidos graxos de membranas. Talvez seja este o motivo de estarem em grande concentração no plasma uma vez que os lipídios e proteínas encontrados são originados no fígado e transportados para os tecidos-alvos estando suscetíveis às enzimas também encontradas no plasma. Alguns estudos mostram que há uma estreita relação entre os níveis de plasmalogênios detectáveis nas lipoproteínas plasmáticas e as taxas de reações oxidativas, sendo observada uma degradação seletiva destes quando expostos às reações oxidativas, esse fato pode determinar, por exemplo, uma maior ou menor tolerância à hipóxia em algumas espécies de peixes, como uma forma de proteção às células (YAMAGUCHI *et al.*, 2000).

Alguns autores afirmam que a porcentagem de plasmalogênios varia conforme as condições fisiológicas dos peixes e conforme os parâmetros ambientais. Mourent & Tocher (1992) estudaram esses compostos nos estágios de desenvolvimento do *arenque do Atlântico*, Chang & Roots (1995) os estudaram em *goldfish* suscetíveis às alterações nas concentrações de oxigênio e Wodtke (1991) verificou a influência da temperatura para estes compostos em carpas.

A análise de correlação do perfil de ácidos graxos com a massa corpórea do tecido adiposo descrito nos apêndices AR, AS e AT indicou que todas as variedades tiveram uma diminuição na porcentagem de ácidos graxos saturados com o aumento de massa corpórea, havendo também um aumento em MUFA ($p < 0,05$). Em relação aos PUFAs, apenas o híbrido apresentou uma diminuição significativa destes ácidos graxos ($p = 0,03$). Comparando-se as diferentes fases de crescimento, observa-se uma mesma tendência para todas as variedades. Ácidos graxos saturados diminuem (aproximadamente de 60% para 25%) e MUFAs aumentam (aproximadamente de 20% para 60%) quando os peixes passam de 100 para 250g (Tabela 12) Ao atingir o peso comercial a variedade chitralada acumula uma maior porcentagem de PUFAs da série n6.

Analisando-se o tecido adiposo verifica-se que houve um aumento de MUFA e uma diminuição de ácidos graxos saturados quando os peixes passaram de 100g para 250g mantendo as mesmas concentrações até atingirem o peso comercial. Esse fato pode ser explicado devido à seletividade deste tecido para armazenar gordura, pois a entrada nas células adiposas depende do tamanho da cadeia, da quantidade de insaturações e a posição destas cadeias. MUFAs e PUFAs de cadeia curta são preferencialmente incorporados se comparado a ácidos graxos saturados e PUFAs de cadeia longa (RACLOT *et al.*, 2001). Outro fato importante é que, geralmente o tecido adiposo não reflete a presença de altas concentrações de ácidos graxos saturados na dieta pois uma alta proporção destes é convertida em ácido graxos monoinsaturados por desaturações antes mesmo de chegar a este tecido (SUMMERS *et al.*, 2000). Esta afirmação pode ser comprovada com o aumento deste substrato no plasma.

A maior quantidade de ácidos graxos monoinsaturados no tecido adiposo o destaca como importante local de armazenamento de energia desses peixes, demonstrando a não necessidade de separar as frações pois 90% da composição do tecido adiposo é de triglicerídios (SHERIDAN, 1994), comprovada pela baixa porcentagem de PUFA.

A tendência dos peixes do presente trabalho em diminuir as quantidade de ácidos graxos saturados e aumentar MUFAs ou PUFAs durante o crescimento pode ser explicada pelo fato de que fatores ambientais influenciam o metabolismo das diferentes espécies de peixes afetando suas exigências de ácidos graxos, sendo que uma estratégia importante às mudanças de temperatura é o aumento na proporção de ácidos graxos insaturados na membrana (TOCHER, 2003). Peixes de águas mais frias requerem maiores quantidades de ácidos graxos n3 porque permitem uma maior fluidez e permeabilidade das membranas, diferentemente de peixes que vivem em águas com temperatura mais alta (LOVELL, 1991).

PARTE II

4.5 Análises metabólicas: comparação entre as variedades

4.5.1 Proteínas Totais no Músculo Branco, Fígado e Plasma

O propósito da comparação entre os grupos analisados é verificar se a mobilização e deposição energética é similar entre as duas variedades e o híbrido uma vez que, estudos realizados por Garduño-Lugo *et al.* (2003) com tilápia do Nilo e seu híbrido mostram que ambos apresentam similaridade no conteúdo protéico do músculo branco não havendo influência do genótipo neste caso. É possível perceber que em alguns tecidos ocorre uma diferença em alguma fase durante o período de engorda, porém quando estes peixes atingem o peso comercial não são encontradas diferenças significantes entre os grupos. No músculo branco (Figura 18) apenas quando os peixes atingem 50g a variedade Red apresenta uma maior concentração de proteína acumulada (232 mg/g) que os outros grupos (176mg/g e 189 mg/g).

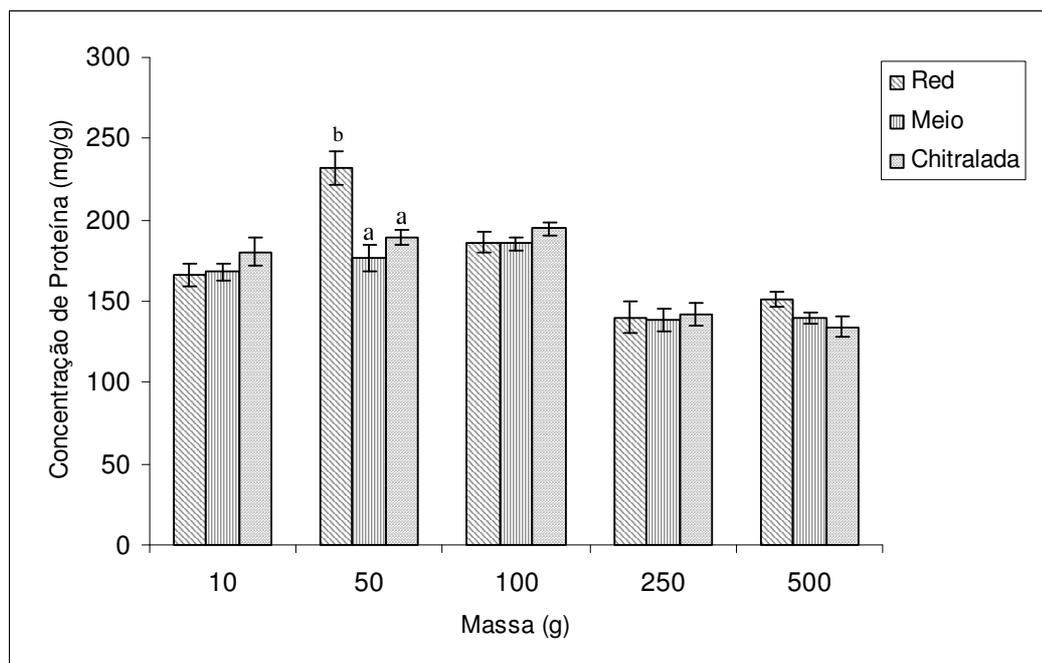


Figura 18. Concentração de proteína no músculo branco. Comparação entre as variedades durante o período de engorda. Letras diferentes representam diferença estatística significativa ($p < 0,05$) dentro do mesmo intervalo de massa corpórea

A figura 19 mostra a concentração hepática de proteínas totais, comparando as variedades. Em cada período de crescimento algumas variedades se destacaram acumulando mais ou menos proteínas hepáticas. Em geral a concentração de proteínas totais no fígado ficou em torno de 120mg/g, mas algumas variações de deposição ocorreram ao longo do desenvolvimento, como por exemplo, com 100g a variedade chitralada e os peixes híbridos acumularam mais proteínas hepáticas que a variedade *Red*. Ao atingirem o peso comercial a única diferença significativa observada foi na chitralada, que apresentou menos proteína armazenada no fígado quando comparado aos híbridos e *Red*.

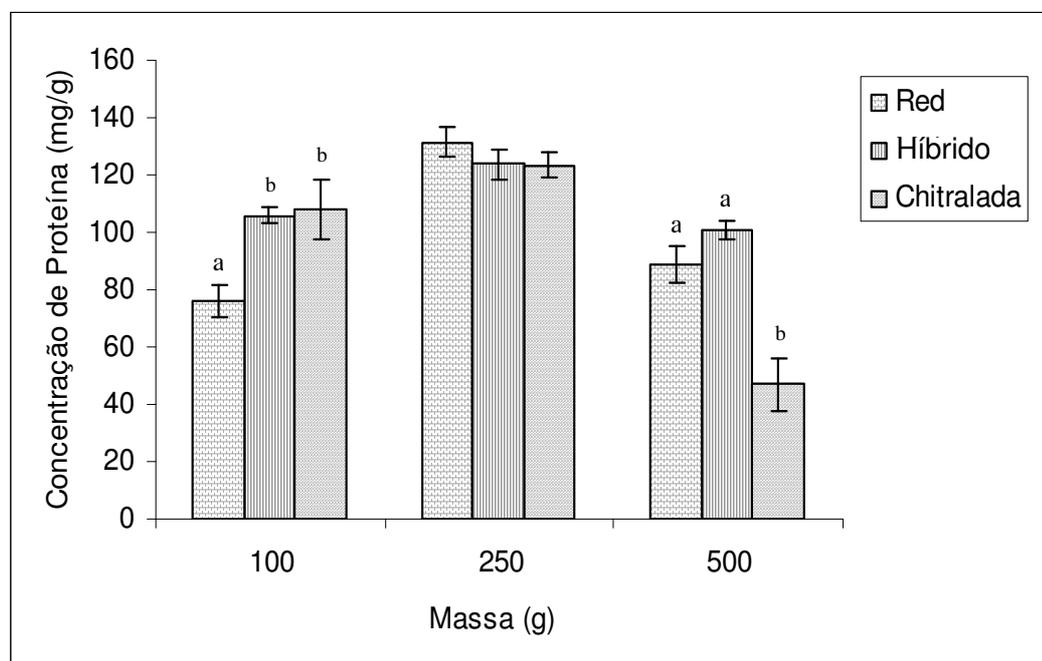


Figura 19. Concentração de proteína no fígado. Comparação entre as variedades durante o incremento de massa corpórea. Letras diferentes representam diferença estatística significativa ($p < 0,05$) no mesmo intervalo de massa corpórea.

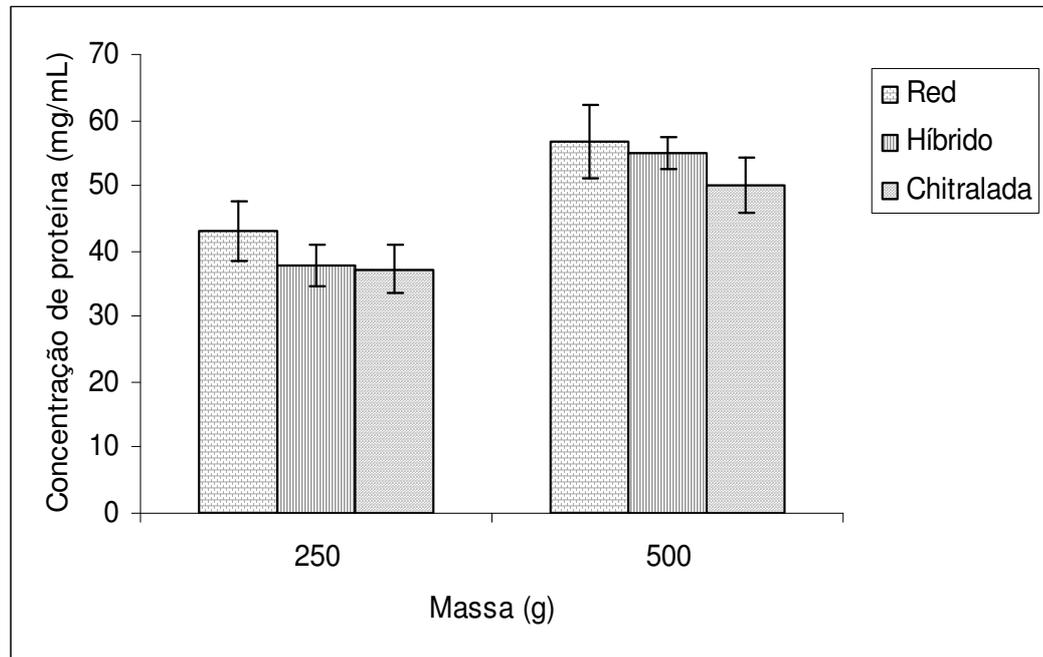


Figura 20. Concentração de proteína plasmática (mg/ml). Comparação entre as variedades durante o incremento da massa corpórea. Não há diferença significativa ($P > 0,05$) dentro do mesmo intervalo de massa corpórea

A figura 20 mostra a concentração de proteínas totais no plasma comparando as variedades em duas fases de crescimento. Ao atingir 500g todos os peixes apresentaram a mesma concentração plasmática de proteínas.

Em geral, não foram observadas alterações que sugerisse que um ou outro genótipo esteja influenciando o híbrido pois os três grupos mostraram-se similares quanto a deposição de proteínas hepáticas e musculares.

4.5.2 Lipídios Totais no Músculo Branco e Fígado

Na figura 21 pode-se observar a concentração de lipídios totais no músculo branco nas diferentes variedades, de acordo com cada tamanho amostrado. Não há diferenças significativas entre os grupos durante o período de incremento de massa corpórea, apenas quando atingem 100g a variedade chitralada apresenta uma menor concentração de musculares comparado aos outros dois grupos.

Em estudos com híbridos de tilápia *Florida red* e *Stirling red* (GARDUÑO-LUGO *et al.*, 2003), os peixes apresentaram uma diferença na concentração de lipídios totais no músculo comparado ao tipo selvagem, porém a análise nestes peixes foi realizada quando apresentavam aproximadamente 350g. O resultado obtido foi um baixo valor de lipídios totais (0,33%) comparado com o selvagem (2,07%) igualmente ao encontrado em salmão (COOK *et al.*, 2000a) com 2,84% para os transgênicos e 5,57% para os selvagens, ao contrário do encontrado neste estudo, onde durante todo o período avaliado todas as variedades mostraram similaridade na conteúdo lipídico tanto no músculo quanto no fígado.

Diferente de salmonídeos, as tilápias apresentam menos que 1% de gordura comparado aos 8% encontrado em salmões (GARDUÑO-LUGO *et al.*, 2003; CLEMENT e LOVELL, 1994) por isso a alta popularidade comercial desta espécie. Estudos realizados por Garduño-Lugo *et al.* (2007) mostraram que consumidores notam diferenças no sabor de filés de tilápia e do híbrido (*Florida Red* tilapia x *O. niloticus Red*) que apresentam diferenças no conteúdo lipídico do filé. A variedade selvagem apresenta 0,97% de gorduras enquanto que o híbrido 0,70%, sendo a preferência dos consumidores pelo híbrido (52,8%) em um teste sensorial, sendo que os autores sugerem que seja pela diferença percebida no teor de gordura.

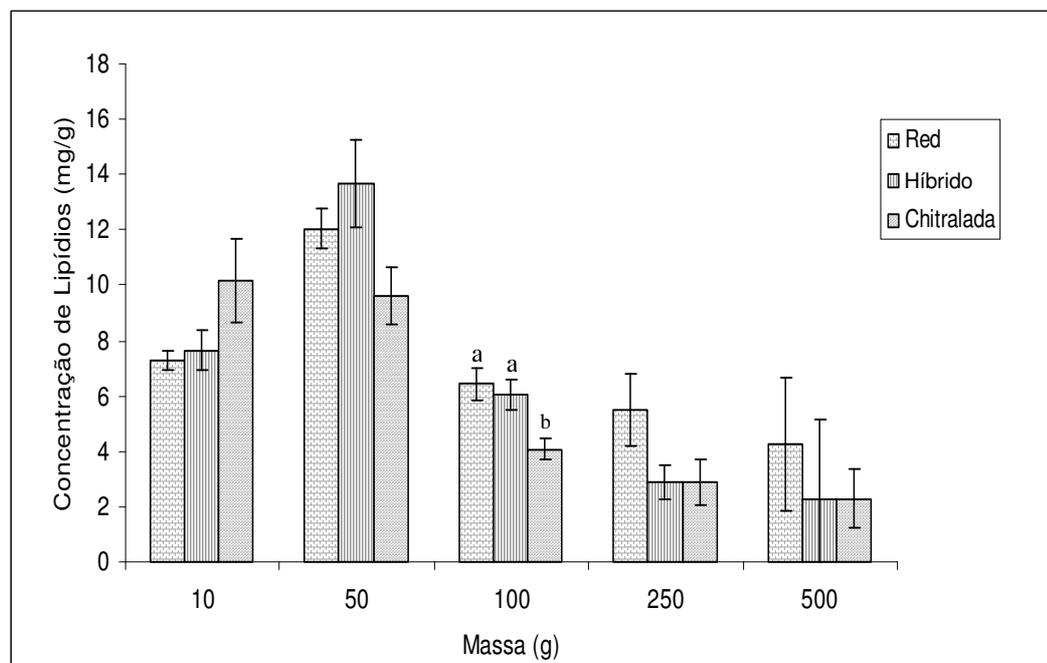


Figura 21. Concentração de Lipídios no músculo branco. Comparação entre as variedades durante o incremento de massa corpórea. Letras diferentes representam diferença estatística significativa ($p < 0,05$) dentro do mesmo intervalo de massa corpórea

De uma forma geral, a concentração de lipídios hepáticos não apresentou muita variação entre as variedades, mostrando que todas mobilizam igualmente este substrato de acordo com a necessidade requerida pelo animal (Figura 22). Estudos realizados com salmão por Cook *et al.* (2000a) analisando a composição corporal de peixes transgênicos e não-transgênicos mostraram que o primeiro possui menores quantidades de componentes corporais como proteínas e lipídios comparado ao não-transgênicos sugerindo que este fato pode ser explicado pelo fato de peixes transgênicos possuírem uma maior taxa metabólica, consumindo assim mais substratos lipídicos. Este perfil não ocorreu no presente trabalho, o que sugere não necessariamente haver diferenças no metabolismo quando os peixes são geneticamente manipulados ou híbridos.

Alguns autores afirmam que avaliar a herdabilidade de alguns caracteres é mais favorável quando se avalia o animal em uma idade mais elevada, quando as características estão mais estáveis, e a tendência geral é que aumente a concentração de lipídios musculares com o aumento da idade dos peixes, havendo uma correlação forte entre estes dois parâmetros (QUINTON *et al.*, 2005; KOCOUR *et al.*, 2007), porém Powell *et al.*, (2008) diz que essa é uma característica desfavorável do ponto de vista comercial pois um alto teor de gordura pode alterar a textura do filé, por exemplo. O resultado encontrado em vários estudos relata a afirmação feita por Alderson em 2001 que disse que os programas de seleção de peixes para o comércio se concentram unicamente no peso do animal e no tempo em que o animal leva para atingir o peso comercial, havendo negligências na preocupação com a qualidade da carne e conseqüentemente na qualidade do produto que vai para o mercado.

Guardño-Lugo *et al.*, (2003) também ressaltam esta questão quando realizaram um estudo para comparar a composição do filé de tilápia *Red Stirling* e de seu híbrido com *Red Flórida* e não encontraram diferenças significativas entre eles, mas afirmaram que a qualidade do filé poder ser geneticamente manipulada. Os autores ressaltam que, possíveis focos de estudo para o futuro podem ser a avaliação de outros componentes corporais que possam auxiliar na produção e no lucro da criação de tilápias abrindo novos mercados e conseqüentemente beneficiando os consumidores. Esta avaliação seria realizada investigando-se os mecanismos fisiológicos envolvidos em processos diversos, desde a coloração de pele ao conteúdo lipídico dos tecidos.

Uma alternativa para solucionar esta questão seria uma manipulação genética nos peixes para um aproveitamento melhor da alimentação a eles destinada, desta maneira um excesso de energia na alimentação poderia conduzir o animal ao crescimento, principalmente do músculo e não ao armazenamento de gordura (THODESEN *et al.*, 1999; KAUSE *et al.*,

2002). Para peixes cultivados dentre os parâmetros nutricionais adequados, o teor de lipídios vem recebendo destaque devido à estreita relação, já conhecida, entre alimentos gordurosos e doenças cardiovasculares e obesidade. Além disso, alguns ácidos graxos dos peixes têm mostrado efeitos benéficos para o homem, sendo objeto de inúmeras pesquisas desde os anos sessenta (SOUZA *et al.*, 2007).

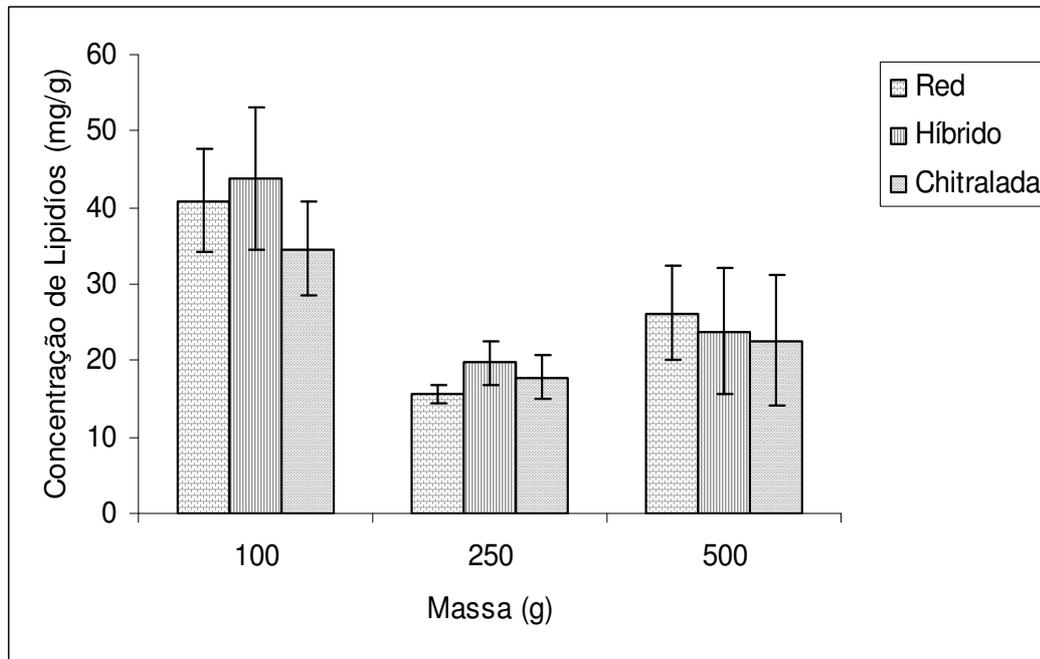


Figura 22. Concentração de lipídios hepáticos. Comparação entre as variedades durante o incremento da massa corpórea. Não há diferença estatística significativa ($p > 0,05$) dentro do mesmo intervalo de massa corpórea.

Vários estudos de herdabilidade de caracteres incluem apenas lipídios na avaliação (KOCOUR *et al.*, 2007; QUINTON *et al.*, 2005), pois alguns autores relatam que a concentração de proteínas e o teor de água, por exemplo, são similares em diferentes grupos genéticos (GARDUÑO-LUGO *et al.*, 2003). Neste trabalho pode-se perceber que todos os substratos energéticos avaliados ocorrem da mesma forma em todos os grupos, inclusive os lipídios, desta maneira, para as variedades aqui estudadas, os dados não corroboram com os outros autores.

4.5.3 Perfil de ácidos graxos do músculo, fígado, plasma e tecido adiposo

O detalhamento da relação de todos os ácidos graxos presentes nas amostras de músculo branco está apresentado nas tabelas encontradas nos apêndices G ao P. Tabelas resumidas com o perfil dos ácidos graxos encontrados serão apresentadas a seguir.

Os dados da tabela 7 mostram que quando as tilápias atingiram cerca de 100g, os grupos chitralada diminuem as quantidades de ácidos graxos saturados na fração neutra dos lipídios musculares, enquanto que em *Red* e híbrido esses valores aumentaram. Já com relação aos MUFA também da fração neutra, cada variedade apresentou alterações distintas e em períodos diferentes: o híbrido e a chitralada aumentaram as quantidades de MUFA com 100g, 250g e 500g respectivamente e *Red* diminuiu com 100g. Com relação aos PUFA, houve uma queda em *Red* e no híbrido quando atingiram 50g. Considerando-se separadamente os PUFA omega 3 e 6 e suas relações, as variações encontradas não mantiveram nenhum padrão nos diferentes grupos. Quando atingiram 500g, que o peso onde os peixes são considerados ideais para comercialização não há diferença nos valores totais de SFA, MUFA e PUFA principalmente os da serie omega 3 e omega 6.

O Trabalho desenvolvido por Kanazawa (1985) utilizou peixes de ambiente natural e comparando-se a este trabalho que foi conduzido em tanques-rede, levanta-se a hipótese de que existem diferenças na utilização dos substratos para a manutenção e crescimento dos peixes nestes dois ambientes, uma vez que a quantidade de ácidos graxos essenciais presente nestes peixes são muito dependentes da dieta a que são submetidos.

Tabela 07: Médias dos valores totais (%) de ácidos graxos, dos lipídios neutros do músculo branco, por massa corpórea analisada comparando as variedades . Letras diferentes representam diferença estatística significativas ($p < 0,05$)

10g	Red	Híbrido	Chit		
Saturado	35,31 ±2,16	33,79 ±1,02	36,13 ±1,86		
MUFA	30,32^b ±1,51	32,13 ±0,97	35,60^a ±0,73		
PUFA	33,87 ±1,60	34,02 ±1,83	28,02 ±2,15		
n3	4,48 ±0,68	5,55 ±0,09	5,26 ±0,44		
n6	27,67 ±1,49	28,46 ±0,84	22,76 ±2,22		
n3/ n6	0,18 ±0,01	0,19 ±0,03	0,25 ±0,03		
50g					
Saturado	34,30 ±1,22	33,93 ±0,91	32,75 ±1,75		
MUFA	38,14 ±2,39	39,48 ±1,76	38,06 ±3,00		
PUFA	27,44 ±2,34	26,36 ±2,29	27,05 ±2,81		
n3	5,94 ±1,27	5,00 ±0,94	6,40 ±1,41		
n6	21,50 ±1,22	21,36 ±1,38	22,36 ±1,64		
n3/ n6	0,26 ±0,03	0,22 ±0,02	0,36 ±0,09		
100g					
Saturado	57,40^a ±3,49	62,83^a ±2,04	28,19^b ±1,98		
MUFA	22,49^b ±1,40	49,03^a ±2,52	36,63^a ±1,85		
PUFA	29,83 ±2,92	27,69 ±1,08	29,28 ±1,95		
n3	3,77 ±0,79	3,81 ±0,37	4,63 ±0,36		
n6	24,62 ±1,44	23,88 ±0,83	25,39 ±1,57		
n3/ n6	0,19 ±0,04	0,15 ±0,01	0,15 ±0,02		
250g					
Saturado	30,81 ±0,41	29,61 ±1,56	33,49 ±1,27		
MUFA	41,82 ±0,20	44,26 ±2,73	41,61 ±1,08		
PUFA	27,06 ±0,40	26,07 ±1,35	24,89 ±0,94		
n3	4,07 ±0,08	3,48 ±0,44	3,27 ±0,26		
n6	22,99 ±0,40	22,59 ±1,02	21,61 ±0,84		
n3/ n6	0,17 ±0,01	0,15 ±0,01	0,16 ±0,01		
500g					
Saturado	30,69 ±2,19	32,04 ±1,42	31,06 ±1,56		
MUFA	43,78 ±2,98	42,83 ±1,58	41,93 ±1,22		
PUFA	25,19 ±0,89	25,28 ±0,54	26,41 ±0,57		
n3	3,09 ±1,21	3,12 ±1,00	3,10 ±0,60		
n6	21,00 ±0,62	20,92 ±0,39	21,91 ±0,43		
n3/ n6	0,14 ±0,05	0,14 ±0,05	0,14 ±0,02		

Já na fração polar (Tabela 08), em todas as variedades, ocorreu uma diminuição da porcentagem de ácidos graxos saturados quando os peixes atingem cerca de 100g, sendo que esses valores voltam a aumentar em *Red* quando os peixes chegam à cerca de 500g e em Chitralada com 250g. Os MUFAs não apresentaram alterações significativas durante o crescimento.

Apenas a variedade chitralada teve uma queda nos níveis de PUFAs na fração polar dos lipídios musculares com 250g. Os ácidos graxo omega 3 diminuem em Chitralada com 100g e no híbrido com 250g, voltando a aumentar apenas em híbrido e Chitralada quando os peixes atingem 500g. Os ácidos graxos da série omega 6 foram aqueles que apresentaram as maiores alterações ao longo do crescimento em todos os grupos e, a proporção n3/n6 diminuiu em chitralada com 100g, diminuiu mais ainda com 250g inclusive no híbrido e voltou a aumentar com 500g .

Nos ácidos graxos de membrana também não foram encontradas diferenças quando os peixes atingiram o peso comercial assim como na fração de triglicerídios, já citado anteriormente.

Tabela 08: Médias dos valores totais (%) de ácidos graxos, dos lipídios polares do músculo branco, por massa corpórea comparando as variedades. Letras diferentes representam diferença estatística significativa ($p < 0,05$).

10g	Red		Híbrido		Chit	
Saturado	32,71^a	±1,12	28,62	±0,45	27,48^b	±1,15
MUFA	18,64^a	±0,89	21,63	±0,56	24,48^b	±1,15
PUFA	48,71	±0,78	49,58	±0,70	48,03	±1,36
n3	15,62	±1,03	14,55	±0,36	12,60	±0,51
n6	33,08	±0,68	35,02	±0,39	35,42	±0,94
n3/ n6	0,51	±0,64	0,41	±0,01	0,35	±0,01
50g						
Saturado	29,47	±1,05	32,32	±0,78	33,67	±1,97
MUFA	20,23	±0,76	23,61	±1,13	21,43	±1,73
PUFA	49,90	±1,20	43,77	±1,04	44,78	±1,77
n3	18,98	±0,73	17,78	±1,18	19,54	±1,49
n6	30,91^a	±0,64	25,99	±1,39	25,25^b	±1,21
n3/ n6	0,61^a	±0,02	0,71^b	±0,07	0,73^b	±0,06
100g						
Saturado	22,82	±2,42	22,01	±3,25	25,49	±0,95
MUFA	33,01	±5059	24,04	±5,58	24,78	±1,15
PUFA	41,45	±4,45	46,70	±4,50	49,72	±1,01
n3	18,55	±1,69	20,18	±0,72	14,88	±0,73
n6	28,64	±1,74	29,35	±2,66	34,83	±0,36
n3/ n6	0,42	±0,09	0,61	±0,13	0,42	±0,01
250g						
Saturado	26,74	±3,38	32,15	±2,12	33,84	±1,45
MUFA	18,75	±2,45	20,82	±1,96	25,39	±2,11
PUFA	44,00	±6,22	42,10	±1,48	37,97	±4,04
n3	14,69	±1,76	14,52	±1,19	9,01	±1,64
n6	28,89	±5,0	26,71	±1,17	27,82	±2,71
n3/ n6	0,47	±0,05	0,55^a	±0,05	0,30^b	±0,04
500g						
Saturado	33,28	±2,51	29,71	±1,38	29,46	±1,88
MUFA	18,92	±1,94	18,32	±1,39	21,93	±2,23
PUFA	47,78	±2,23	51,70	±2,05	48,55	±3,96
n3	16,90	±2,10	22,22	±1,52	21,39	±2,09
n6	29,34	±2,35	28,28	±1,06	26,25	±1,92
n3/ n6	0,60	±0,08	0,78	±0,05	0,81	±0,03

Fazendo-se uma comparação pontual de ácidos graxos específicos entre os dados de Rasoarahona *et al.*, (2005), que analisaram o perfil de ácidos graxos de três espécies de tilápia de ambiente natural, em diferentes estações do ano (os peixes analisados pesavam entre 100 e 250g) com os peixes deste estudo, foram eleitos os peixes de 100g (coletados no inverno) e os de 250g (coletados na primavera). Os peixes do presente trabalho coletados no inverno tiveram quantidades superiores de alguns ácidos graxos importantes, (tanto na fração polar quanto na neutra), quando comparados aos dados dos referidos autores, como por exemplo o 18:0 (6,5%), 18:1 (11,8%), 18:2n6 (4,4%) e foi detectado o 18:3n3 o qual não foi encontrado pelos autores.

Os peixes analisados na primavera tiveram mais proximidade nas porcentagens dos ácidos graxos, com exceção do 18:0 (8,4%), 18:1 (10,6%) e a presença de 18:3n3, sendo este último importante como precursor de outros PUFA de cadeias mais longa (De ANTUENO *et al.*, 2001). Vale salientar a presença do ácido alfa-linolênico (18:3n3) no filé destes peixes, pois este, juntamente com o ácido linoléico (18:2n6), são substratos necessários para a formação de ácidos graxos de cadeias mais longas, para manter sob condições normais as membranas celulares, as funções cerebrais e a transmissão de impulsos nervosos (YOUUDIM *et al.*, 2000 in MARTIN *et al.*, 2006; YEHUDA *et al.*, 2002 in MARTIN *et al.*, 2006).

Com relação a estes aspectos, já foi demonstrado que, considerando-se diferentes variedades de tilápia, comparando-se a concentração de lipídios do filé de *Oreochromis niloticus* (Stirling, selvagem) e do híbrido vermelho obtido entre o cruzamento de vermelha Flórida X vermelha Stirling *O. niloticus*, este último apresentou um teor de lipídios cerca de 6 vezes menor do que a espécie selvagem, ingerindo a mesma dieta (GARDUÑO-LUGO *et al.*, 2003). Sugerimos que quando se realiza o cruzamento entre *O. niloticus* da variedade chitralada e *Red Stirling* o híbrido não demonstra esta diferença na deposição de lipídios citado por Garduno-Lugo *et al.*, (2003), havendo semelhanças de ambos os grupos, que são compartilhadas pelo híbrido, não havendo influência dos parentais.

As tabelas a seguir mostram um resumo do perfil de ácidos graxos do fígado, analisados ao longo do crescimento. As tabelas detalhadas com todos os ácidos graxos encontram-se nos apêndices Q a U. As tabelas 09 e 10 comparam as variedades em cada fase de crescimento e os dados das tabelas mostram que na fração polar, os peixes com peso comercial apresentaram uma diminuição na porcentagem de PUFA na variedade *Red* ; e na variedade chitralada um aumento. No híbrido e chitralada houve um aumento nas quantidades de PUFA n3 com de 500g. Ao atingir o peso comercial, o híbrido acumulou uma maior quantidade de 22:6 n3 (12%) do que as demais. Todos os peixes têm um aumento do ácido linoléico (18:2n6) quando atingem 500g.

Tabela 09. Médias dos valores totais (%) de ácidos graxos, dos lipídeos neutro do fígado, por massa corpórea comparando as variedades.

100g	Red		Híbrido		Chit	
Saturado	34,06	±1,68	31,12	±0,84	34,96	±1,39
MUFA	54,15	±1,20	54,11	±1,35	47,92	±2,78
PUFA	11,74	±1,64	11,71	±1,47	16,97	±3,03
n3	1,00	±0,20	1,11	±0,18	2,04	±0,45
n6	10,73	±1,46	10,60	±1,29	14,92	±2,64
n3/ n6	0,08	±0,01	0,10	±0,01	0,13	±0,01
250g						
Saturado	35,47	±1,83	36,19	±3,75	33,86	±0,64
MUFA	40,57	±2,52	46,88	±2,85	36,40	±2,57
PUFA	23,70	±3,70	18,44	±4,64	29,32	±2,33
n3	4,41	±1,13	2,37	±0,58	4,77	±0,83
n6	19,29	±2,62	16,06	±4,081	24,54	±1,673
n3/ n6	0,20	±0,03	0,15	±0,01	0,19	±0,02
500g						
Saturado	60,77	±2,24	48,37	±5,88	43,42	±5,32
MUFA	28,75	±1,77	37,53	±4,95	35,44	±4,82
PUFA	10,40	±1,44	14,04	±1,98	21,10	±2,36
n3	0,94	±0,27	1,68	±0,33	2,34	±0,42
n6	9,45	±1,19	12,35	±1,69	18,75	±1,98
n3/ n6	0,09	±0,01	0,13	±0,01	0,12	±0,01

Tabela 10. Médias dos valores totais de ácidos graxos, dos lipídios polares do fígado, por massa corpórea comparando as variedades. Letras diferentes representam diferença estatística significativa ($p < 0,05$) entre as variedades.

100g	Red	Híbrido	Chit
Saturado	30,36 ±0,99	29,94 ±0,50	30,95 ±0,78
MUFA	27,47 ±1,52	24,66 ±2,06	23,82 ±2,50
PUFA	42,01 ±1,85	45,29 ±2,22	45,12 ±2,05
n3	9,77 ±0,50	9,52 ±0,75	9,10 ±0,47
n6	32,24 ±1,71	35,76 ±1,55	36,01 ±1,60
n3/ n6	0,30 ±0,01	0,26 ±0,01	0,25 ±0,01
250g			
Saturado	29,15 ±0,58	30,65 ±1,21	31,25 ±1,56
MUFA	18,34 ±1,84	20,80 ±3,47	21,59 ±1,74
PUFA	52,05 ±1,83	47,42 ±3,47	46,88 ±2,23
n3	14,71 ±1,26	15,14 ±4,93	12,60 ±1,20
n6	37,34 ±0,95	32,28 ±2,13	34,27 ±1,21
n3/ n6	0,39 ±0,03	0,51 ±0,21	0,36 ±0,02
500g			
Saturado	31,36 ±0,94	30,65 ±0,98	29,98 ±0,64
MUFA	24,70 ±2,01	19,85 ±1,12	19,14 ±1,94
PUFA	43,73^a ±1,77	49,21 ±1,67	50,56^b ±1,76
n3	9,42 ±0,75	15,14^a ±1,05	14,59^a ±1,70
n6	34,30 ±1,51	34,07 ±1,36	35,96 ±0,69
n3/ n6	0,27 ±0,02	0,44 ±0,03	0,40 ±0,05

A relação detalhada dos ácidos graxos encontrados no plasma está nos apêndices X e Z. Na tabela 11 estão apresentados os principais grupos de ácidos graxos presentes nas diferentes variedades durante a mesma fase de crescimento. Deve-se destacar ainda que os PUFA n6 apresentaram algumas variações plasmáticas entre as variedades, com a chitralada e o híbrido apresentando maiores porcentagens de PUFA n6 nas duas coletas.

Tabela 11. Médias das porcentagens de ácidos graxos plasmáticos, por intervalo de massa corpórea, comparando as variedades. Letras diferentes representam diferença estatística significativas ($p < 0,05$).

250g	Red	Híbrido	Chit
Saturado	28,78 ±1,09	26,29 ±0,74	25,73 ±0,51
MUFA	31,72 ±1,51	26,55 ±2,91	27,27 ±1,43
PUFA	37,19^a ±1,87	42,89 ±1,29	46,51^b ±1,59
n3	7,93 ±0,83	11,83 ±0,75	12,61 ±0,90
n6	29,25 ±1,65	31,05 ±0,93	33,89 ±0,91
n3/ n6	0,27 ±0,03	0,38 ±0,02	0,37 ±0,02
500g			
Saturado	38,76 ±5,49	34,42 ±2,90	31,18 ±1,47
MUFA	25,58 ±2,28	25,31 ±1,17	25,60 ±0,99
PUFA	34,81 ±3,86	43,67 ±1,51	40,41 ±1,49
n3	9,80 ±1,70	12,86 ±1,14	9,35 ±1,30
n6	25,01 ±3,01	30,81 ±1,12	31,06 ±0,86
n3/ n6	0,40 ±0,06	0,42 ±0,04	0,30 ±0,04

As tabelas a seguir mostram um resumo do perfil de ácidos graxos encontrados no tecido adiposo, as tabelas detalhadas encontra-se no as apêndices AA a AC. O híbrido apresentou maiores porcentagens de SFAs e PUFAs, principalmente da série omega 6, que a variedade *Red* quando estes estavam com 100g. Nas fases seguintes, ao atingir o peso comercial, a variedade *Red* e o híbrido apresentaram uma maior quantidade de PUFA que a variedade chitralada.

Tabela 12. Médias dos valores (%) totais de ácidos graxos do tecido adiposo, por intervalo de massa corpórea comparando as variedades. Letras diferentes representam diferença estatística significativa ($p < 0,05$).

100g	Red		Híbrido		Chit	
Saturado	67,88^a	±0,46	59,37^b	±6,12	66,67	±0,36
MUFA	23,72	±0,32	30,05	±5,78	24,15	±0,35
PUFA	8,05^a	±0,20	10,31^b	±0,58	8,99	±0,32
n3	3,42	±0,30	4,31	±1,26	3,51	±0,43
n6	4,49^a	±0,55	5,81^b	±0,69	5,33	±0,48
n3/ n6	0,77	±0,06	0,75	±0,08	0,66	±0,03
250g						
Saturado	24,83	±0,26	28,35	±5,48	25,18	±0,31
MUFA	65,90	±0,41	57,28	±7,16	65,26	±0,53
PUFA	8,89	±0,38	9,95	±0,27	8,88	±0,34
n3	3,71	±0,16	3,89	±0,19	4,37	±0,13
n6	5,18	±0,24	5,76	±0,25	4,99	±0,22
n3/ n6	0,71	±0,02	0,73	±0,04	0,78	±0,04
500g						
Saturado	23,90	±0,55	24,98	±0,33	34,84	±2,40
MUFA	67,58^a	±0,66	66,18^a	±0,57	55,81^b	±2,23
PUFA	8,05	±0,42	8,33	±0,24	8,79	±0,55
n3	2,94	±0,11	3,08	±0,08	3,19	±0,19
n6	5,10	±0,32	5,25	±0,16	5,60	±0,36
n3/ n6	0,58	±0,02	0,58	±0,01	0,57	±0,01

4.6 Análise da pele

A tabela 13 mostra o perfil de ácidos graxos da pele dos peixes quando estes atingiram o peso comercial de 500g. De um modo geral há muitas diferenças se analisados os ácidos graxos um a um, mas avaliando-se a somatória destes ácidos graxos, observa-se que a variedade chitralada apresentou grandes diferenças em relação às outras na deposição de gordura nesta pele. Os ácidos graxos polinsaturados estão com valores elevados nesta variedade (30,62%) mostrando grande diferença se comparado aos outros grupos e que os peixes híbridos não herdaram esta maior porcentagem de PUFAs. Deste valor, aproximadamente 26% são de ácidos graxos da série omega 6 com predomínio do ácido linoléico (C18:2n6) e destaque para o ácido docosatetraenóico (C22:4n6), com 1,52%, com

uma diferença significativa para os demais grupos: *Red* 0,74% e híbrido 1,28. Cerca de 4% dos ácidos graxos pertencem à série omega 3 com predomínio dos ácido alfa linolênico (C18:3n3), do ácido docosapentaenóico (C22:5n3) e uma pequena quantidade do ácido docosahexaenóico (C22:6n3).

Segundo Contreras-Guzmán (1994), a pele perfaz 7,5 % do peso corporal dos peixes. A resistência da pele à tração e alongamento e força de rasgamento progressivo são superiores no sentido transversalmente ao comprimento do corpo do peixe. A pele de tilápia pode ser transformada em couro para utilização na confecção de vestuário (SOUZA *et al.*, 2002), dentre outros benefícios como nutricionais por exemplo.

A inclusão do perfil de ácidos graxos da pele neste trabalho, se deu devido à importância em se comparar o perfil de ácidos graxos da pele de tilápia com os altos níveis de gordura saturada normalmente encontradas na pele de frango o que gera conflitos sobre o consumo de maneira saudável deste alimento. Experimentos realizados por Ferreira *et al.* (1999) com pele de frangos encontraram, em quantidades significantes, os seguintes ácidos graxos ácido palmítico (16:0), ácido esteárico (18:0). Considerando-se o perfil geral da pele, é importante destacar que, independente da variedade considerada, as tilápias apresentam uma grande porcentagem de ácidos graxos polinsaturados, variando de 26,8 a 32 %, dentre estes a presença do ácido alfa linolênico (18:3n3) importante ácido graxo essencial precursor dos ácidos graxos EPA e DHA, cuja importância nutricional já foi descrita acima. (MARTINO, 2003). Se considerarmos os valores médios encontrados para a pele de frango, os dados da literatura são muito variáveis, mas podemos encontrar valores médios ao redor de 18-20% de PUFA (FERREIRA *et al.*, 1999). Relacionando a exigência de ácidos graxos polinsaturados omega 3 para o desenvolvimento do tecido nervoso central, a pele destes peixes apresentaram quantidades consideráveis de ácido docosapentaenóico (C22:5n-3 ou EPA) e o ácido docosahexaenóico (C22:6n-3 ou DHA) que segundo Martino *et al.*, (2002) são encontrados em grandes quantidades apenas em peixes marinhos e em níveis baixos em alguma espécies de peixes de água doce.

A composição da pele apresenta uma leve variação, com uma maior deposição de ácidos graxos polinsaturados da série omega 6 e omega 3 na variedade Chitralada. Adicionalmente a variedade Chitralada também apresenta menor deposição de ácidos graxos saturados na pele, o que reflete em benefícios nutricionais, principalmente em relação à prevenção de doenças cardiovasculares (SIMOPOULOS, 1991).

Tabela 13. Composição de ácidos graxos (%) da pele com os peixes pesando cerca de 500g. Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

Graxos	Variedade					
	Red	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	2,29^b	±0,13	1,98	±0,09	1,64^a	±0,30
15:0	0,24	±0,02	0,19	±0,01	0,19	±0,01
16:0	22,85	±0,72	22,29	±0,48	20,45	±0,98
16:1	3,87	±0,09	4,17	±0,17	4,34	±0,40
17:0	0,48	±0,02	0,44	±0,01	0,41	±0,02
17:1	0,46	±0,09	0,40	±0,01	0,42	±0,03
18:0	10,32	±1,63	7,38	±0,12	8,23	±0,74
18:1	31,65	±1,53	33,52	±0,32	31,34	±0,97
18:2n6	15,91	±0,42	14,67	±0,09	16,33	±0,52
18:3n6	0,98	±0,12	0,99	±0,03	0,95	±0,03
18:3n3	2,23	±0,21	1,39	±0,09	1,44	±0,05
18:4n3	0,23	±0,03	ne		ne	
20:0	1,33	±0,38	1,58	±0,13	1,53	±0,42
20:1	0,75	±0,27	0,24	±0,02	0,49	±0,25
20:2n6	0,82	±0,03	0,86	±0,01	1,04	±0,03
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	0,71	±0,08	0,85	±0,11	1,02	±0,20
20:4n6	1,41^a	±0,16	3,37	±0,42	3,70^b	±0,63
20:3n3	0,25^a	±0,01	0,19^b	±0,02	ne	
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		ne		ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	0,15^a	±0,02	0,22	±0,03	0,27^b	±0,01
22:4n6	0,74^a	±0,08	1,28	±0,09	1,52^b	±0,22
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	0,62^a	±0,09	1,63	±0,24	1,85^b	±0,32
22:5n3	1,19	±0,13	0,50	±0,13	0,60	±0,09
22:6n3	0,26^a	±0,01	1,04	±0,14	1,72^b	±0,16
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	37,53^b	±4,22	33,88	±0,97	32,43^a	±3,10
MUFA	36,83	±1,28	38,35	±0,52	36,85	±0,53
PUFA	25,39^b	±0,92	27,68	±0,99	30,62^a	±1,22
n3	4,09	±0,38	3,85	±0,30	4,05	±0,34
n6	21,30^a	±0,61	23,83	±0,70	26,57^b	±0,89
n3/n6	0,19	±0,01	0,16	±0,01	0,15	±0,01
Plasmalogênio	ne		ne		ne	

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

5 CONCLUSÕES E SUGESTÕES

- 1) Ocorrem variações nos processos metabólicos ao longo do incremento de massa corpórea das diferentes variedades de tilápia e do híbrido, mas estas diferenças não são encontradas nos peixes coletados com 500 gramas;
- 2) Sugere-se que não seja possível afirmar que exista uma herança genotípica entre as variedades para os parâmetros analisados, uma vez que todas mostraram padrões similares na deposição de substratos energéticos;
- 3) A temperatura influenciou diretamente a mobilização e deposição de proteínas e lipídios;
- 4) As tilápias deste estudo, criadas em tanques-rede, utilizam proteína e lipídios como fonte de crescimento, pois não há aumento destes substratos conforme aumenta a massa corpórea;
- 5) Os peixes apresentaram altos índices da razão $n3/n6$ segundo a FAO e os índices se igualam aos recomendados por países como Canadá, Estados Unidos e Japão o que reflete em benefícios nutricionais, principalmente em relação à prevenção de doenças cardiovasculares.
- 6) A pele dos peixes amostrados, principalmente o da variedade Chitralada, apresentaram grandes porcentagens de ácido linoléico e o ácido linolênico.
- 7) Sugere-se que o consumo do filé com pele da variedade chitralada, seja o mais recomendado, pois a análise da pele apresentou uma maior porcentagem de ácidos graxos polinsaturados se comparado ao das outras variedades analisadas

REFERÊNCIAS

ABEYWARDENA, MY e HEAD, RJ. Longchain n-3 polyunsaturated fatty acids and blood vessel function. **Cardiovascular Research**, v.52, n.3, p.361-371, 2001.

AHLGREN, G; BLOMQUIST, P; BOBERG, M e GUSTAFSSON, IB. Fatty acid content of the dorsal muscle - an indicator of fat quality in freshwater fish. **Journal of Fish Biology**, v.45, p. 131-157, 1994.

ALBERT, CM; CAMPOS, H; STAMPFER, MJ; RIDKER, PM e MANSON, JE and WILLETT, WC. Blood levels of long-chain n-3 fatty acids and the risk of sudden death. **New England Journal of Medicine**, v.346, n.15, p.1113-1118, 2002.

ALCESTE, CC. Alternative Protein Sources in Tilapia Feed Formulation. **Aquaculture Magazine.**, v.98, p.56-60, 2004.

ALDERSON, R. The potential impact of genetic change on harvest and eating quality of Atlantic salmon. In: Kestin, C.Warriss.D., **Farmed Fish Quality**. Fishing News Books, Malden , MA, p.137-144, 2001.

ANDERSON, GJ; CONNOR, WE e CORLISS, JD. Docohexaenoic acid is the preferred dietary n-3 fatty acids for the development of the brain and retina. **Pediatric Research**, v.27, n.1, p.89-97, 1990.

BANG, HO; DYERBERG, J e SINCLAIR, HM. The composition of the eskimo food in north western greenland. **American Journal of Clinical Nutrition**, v.33, n.12, p.2657-2661, 1971.

BARBOSA, ACA; ALMEIDA, LDL e FONSECA, RB. Avaliação de três diferentes seqüências de arramento no cultivo de tilápia em gaiolas. In: Simpósio Brasileiro de Aqüicultura , Fortaleza. **Anais...** n.13, p. 205-211, 2004.

BELL, JG; TOCHER, DR; MACDONALD, FM e SARGENT, JR. Effects of dietary borage oil [enriched in γ -linolenic acid, 18:3 (n-6)] or marine fish oil [enriched in eicosaoentaenoic acid, 20:5 (n-3)]on growth, mortalities, liver histopathology and lipid composition of juvenile turbot (*Scophthalmus maximus*). **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 14, n.5, p. 373-383, 1995.

BERNARDES, MVS; PADUA, DMC e SILVA, PC. Efeito da densidade de estocagem no desempenho reprodutivo da Tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*) mantida em sistema de criação intensiva tipo *raceway* durante o inverno. **Anais Escola Agronomia e Veterinária**, v.28, n.2, p.95-106, 1998.

BORGHETTI, NRB; OSTRENSKY, A e BORGHETTI, JR. **Aqüicultura: Uma visão geral sobre a produção de organismos aquáticos no Brasil e no mundo**. Curitiba: Grupo Integrado de Aqüicultura e Estudos Ambientais, 128p., 2003

BROUGHTON, KS; JOHNSON, CS; PACE, BK; LIEBMAN, M e KLEPPINGER, KM. Reduced asthma symptoms with n-3 fatty acid ingestion are related to 5-series leukotriene production. *Am J Clin Nutr*, v.65, n.4, p.1011-1017, 1997. In: MARTIN, CA; ALMEIDA, VV; RUIZ, MR; VISENTAINER, JER; MATSUSHITA, M; SOUZA, NE e VISENTAINER, JV. Ácidos graxos poliinsaturados omega 3 e Omega 6 : importância e ocorrência em alimentos. **Revista Nutrição**, v. 19, n.6, p.761-770, 2006.

CARNEIRO, PCF; CYRINO, JEP e CASTAGNOLLI, N. Produção de Tilápia vermelha da Flórida em tanques-rede. **Science Agriculture** v.56, n.3, 1999.

CASTAGNOLLI, N. **Piscicultura de água doce**. Jaboticabal: Funep,1992.

CHANG, MCJ e ROOTS, BI. The effects of temperature and oxygen acclimation on phospholipids of goldfish *Carassius auratus* brain microsomes. **Neurochemistry Research**, v.10, p.355-376, 1995.

CHOU, BS. e SHIAU, SY. Optimal dietary lipid level for growth of juvenile hybrid tilapia, *Oreochromis niloticus* x *Oreochromis aureus*. **Aquaculture**, v.143, n.2, p.185-195, 1996.

CHRISTENSEM, JH; KORUP, E; AAROE, J; TOFT, E; MOLLER, J; RASMUSSEN, K; DYERBERG, J e SCHIMIDT, EB. Fish consumption, n-3 fatty acids in cell membranes, and heart rate variability in survivors of myocardial infarction with left ventricular dysfunction. **American Journal of Cardiology**, v.79, n.12, p.1670-1673, 1997.

CHRISTIE, WW. Preparation of derivatives of fatty acids for chromatographic analyses, in *Advances in lipid methodology*. W.W. Christie. Ayr, Scotland, **The Oily Press**, v.2, p.62-112, 1993.

CLEMENT, S. e LOVELL, RT. Comparison of processing yield and nutrient composition of cultured Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and channel catfish (*Ictalurus punctatus*). **Aquaculture**, v.119, p. 299-310, 1994.

COLQUHOUN, A. Gamma-linolenic acid alters the composition of mitochondrial membrane subfractions, decreases outer mitochondrial membrane binding of hexokinase and alters carnitine palmitoyltransferase I properties in the Walker 256 rat tumour. *Biochimica et Biophysica Acta-Molecular And Cell Biology of Lipids*, v. 1583, p. 74-84, 2002.

CONAMA. Ministério do Meio Ambiente. Conselho Nacional do Meio Ambiente. **Resolução CONAMA nº 20, 18 de junho de 1986.** Disponível em: <http://www.mma.gov.br/port/conama/legipesq.cfm?tipo=3&numero=20&ano=1986&texto=>. Acesso em: 14/fev/2008

CONTRERAS-GUZMÁN, ES. **Bioquímica de pescados e derivados.** Jaboticabal: FUNEP, 409p, 1994.

COOK, JT; McNIVEN, MA; RICHRADSON, GE e SUTTERLIN, AM. Growth rate, body composition and feed digestibility/conversion of growth-enhanced transgenic Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Aquaculture*, v.188, p.15-32, 2000a.

COPEMAN, LA; PARRISH, CC; BROWN, JA e HAREL, M. Effects of docosahexaenoic, eicosapentaenoic, and arachidonic acids on the growth, survival, lipid composition and pigmentation of yellowtail flounder (*Limanda ferruginea*): a live food enrichment experiment. *Aquaculture*, v. 210, p. 285-304, 2002.

DAVE, G; JOHANSSON-SJOBECK, M; LARSSON, A; LEWANDER, K e LIDMAN, U. Metabolic and hematological effects of starvation in the European eel, *Anguilla anguilla* L.-III. *Comp. Biochem. Physiol*, v. 53B, p. 509-515, 1976. In: DE SILVA, SS; GUNASEKERA, RM e AUSTIN, CM. Changes in the fatty acid profiles of hybrid red tilapia, *Oreochromis mossambicus* X *O. niloticus*, subjected to short-term starvation, and a comparison with changes in seawater raised fish. *Aquaculture*, v.153, p.273-290, 1997.

DE ANTUENO, RJ; ALLEN, SJ; PONTON, A e WINTHER, MD. Activity and mRNA abundance of delta-5 and delta-6 fatty acid desaturases in two human cell lines. *FEBS letters*, v.491, n.3, p.247-251, 2001.

DE SILVA, SS; GUNASEKERA, RM e AUSTIN, CM. Changes in the fatty acid profiles of hybrid red tilapia, *Oreochromis mossambicus* X *O. niloticus*, subjected to short-term starvation, and a comparison with changes in seawater raised fish. *Aquaculture*, v.153, p.273-290, 1997.

DIAS, J; ALVARES, MJ; ARZEL, J; CORRAZE, G; DIEZ, A; BAUTISTA, JM e KAUSHUK, SJ. Dietary protein source affects lipid metabolism in the European seabass (*Dicentrarchus labrax*). *Comparative Biochemistry Physiology*. v.142, p.19-31, 2005.

DYERBERG, J e BANG, HO. Lipid metabolism, atherogenesis, and haemostasis in eskimos: The role of the prostaglandin-3 family. **Haemostasis** v.8, n.3-5, p.227-233, 1979.

EKNATH, AE. **Genetic Improvement of Farmed Tilapia – GIFT, Phase 1**, Final Report. International Center for Living Aquatic Resources Management (ICLARM), Metro, Manila, Philippines.1992

FAGUNDES, LA. **Ômega-3 & Ômega-6: o equilíbrio dos ácidos gordurosos essenciais na prevenção de doenças**. Porto Alegre: Fundação de Radioterapia do Rio Grande do Sul, 111 p, 2002.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION. **The State of the world fisheries and aquaculture**. Food and Agriculture organization of the united nations. Rome, 2007. Disponível em www.fao.org.br/sof/sofia/index_en.htm. Acesso em 20/fev/2008

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION **Review of the current state of world aquaculture insurance**. Fisheries Technical Paper, n.493, FAO, Rome, 92p, 2006. Disponível em www.fao.org.br. Acesso em 22/fev/2008

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION **The State of World's Fisheries and Aquaculture** 2002. FAO Information Division. Rome, Italy. 2003. Disponível em www.fao.org.br. Acesso em 12/dez/2007.

FERREIRA, JM; BRAGA, MS; SOUZA, RV; CAMPOS, EJ e VIEIRA, EC. Composição em ácidos graxos de frangos de corte sob dietas com diferentes fontes de energia. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**.v.51,n.2, 1999.

FOLCH, J; LESS, M e SLOANE STANLEY, GH. A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. **Journal Biology Chemistry**, v.226, p.497-503, 1957.

FREITAS, JR. **Avaliação de desempenho e de coloração de híbridos intraespecíficos de Oreochromis niloticus, das variedades Red Stirlin e Chitralada**. Mogi das Cruzes, 123p. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia). Universidade de Mogi das Cruzes, SP. 2007

FRINGS, CS, FENDLY, T; DUNN RT e QUENN, CA. Improved determination of total lipids by the sulpho-phospho-vanilin reaction. **Clinical Chemistry**, v.18, p.673-674, 1972.

GARDUÑO-LUGO, M; HERRERA-SOLIS, JR.; ÂNGULO-GUERRERO, JO.; MUÑOZ-CORDÓVA, G. e CRUZ-MEDINA, J. Nutrient composition and sensory evaluation of fillets from wild-type Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*, Linnaeus) and a red hybrid (Florida red tilapia x red *O. niloticus*). **Aquaculture Research**, v. 38, p. 1074-1081, 2007.

GARDUÑO-LUGO, M; GRANADOS-ALVAREZ, I; OLVERA-NOVOA, MA e MUÑOZ-CÓRDOVA, G. Comparison of growth, fillet yield and proximate composition between Stirling Nile tilapia (wild type) (*Oreochromis niloticus*, Linnaeus) and red hybrid tilapia (Florida red tilapia X Stirling red *O. niloticus*) males. **Aquaculture Research**, v.34, p.1023-1028, 2003.

GASPARINO, E; CAMPOS, AT; KLOSOVKI, ES; GUERREIRO, PK; FULBER, VM; LEAL, DM e SOUSA, I. Estudos de parâmetros corporais em tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*). In: AQUICULTURA BRASIL, 2002, Goiânia. **Anais...** Goiânia: ABRAq, p. 183, 2002.

GURR, MI e HARDOOD, JL. **Lipid biochemistry: An introduction**. 4ed. London: Chapman& Hall, 1991.

HANLEY, F. Effects of feeding supplementary diets containing varying levels of lipid on growth, food conversion, and body composition of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. **Aquaculture**, v.93, p.323-324, 1991.

HAZEL, JR e WILLIAMS, EE. The role of alteration in membrane lipid composition in enabling physiological adaptation of organism to their physical environment. **Progress in Lipid Research**, Oxford, v.29, p.167-227, 1990.

HENDERSON, RJ e SARGENT, JR. Fatty acid metabolism in fish, in: **Nutrition and feeding in fish** (COWEY,CB; MACKIE, AM e BELL, JG), Academic press, London, p. 349-364, 1985.

HENDERSON, RJ e TOCHER, DR. The lipid composition and biochemistry of freshwater fish. **Progress in Lipid Research**,v.26, p.281-347, 1987.

HENDERSON, RJ; TILLMANNNS, MM e SARGENT, JR. The lipid composition of two species of serrasalimid fish in relation to dietary polyunsaturated fatty acids. **Journal Fish Biology**, v.48, p.522-538, 1996.

HILSDORF, AWS . **Genética e cultivo de tilápias vermelhas** - Uma revisão. Boletim do Instituto de Pesca. v.22, p. 73-84, 1995.

HOWE, PRC. Dietary fats and hypertension : Focus on fish oil. **Annals of the New York Academy of Science** v.827, p.339-352, 1997.

JEZIERSKA, B.; HAZEL, JR e GERKING, SD. Lipid mobilization during starvation in the rainbow trout, *Salmo gairdneri* Richardson, with attention to fatty acids. *Journal of Fish Biology*, v. 21, 681-692, 1982 In: RASMUSSEN, RS. Quality of farmed salmonids with emphasis on proximate composition, yield and sensory characteristics. **Aquaculture Research**, v.32, p. 767-786, 2001.

JOBLING, M. e JOHANSEN, SJS. Fat distribution in Atlantic salmon *Salmo salar* L. In relation to body size and feeding regime. **Aquaculture Research**, v. 34, p. 311-316, 2003.

JUSTI, KC; HAYASHI, C; VISENTAINER, JV; SOUZA, NE e MATSUSHITA, M. The influence of feed supply time on the fatty acids profile of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fed on the diet enriched with n-3 fatty acid. **Food Chemistry**, v.80, p.489-493, 2003.

KANAZAWA, A. Essential fatty acid and lipid requirement of fish. In: COWEY, C.B., MACKIE, A.M., BELL, J.G. **Nutrition and Feeding in Fish**. London : Academic, p.281-298, 1985.

KAUSE, A.; RITOLA, O.; PAANANEN, T.; MANTYSAARI, E. e ESKELINEN, U. Coupling body weight and its compositions: a quantitative genetic analysis in rainbow trout. **Aquaculture**, v. 211, p. 65-79, 2002.

KITSON, G, LARSEN, BS e McEWEN, CN .**Gas Chromatography and Mass Spectrometry: A Practical Guide**, Academic Press, New York, 1996.

KOCOUR, M; MAUGER, S; RODINA, M; GELA, D; LINHART, O e VANDEPUTTE, M. Heritability estimates for processing and quality traits in common carp (*Cyprinus carpio* L.) using a molecular pedigree. **Aquaculture**, v. 270, p. 43-50, 2007.

KRISHNA MOHAN, I e DAS, UM. Prevention of chemically induced diabetes mellitus in experimental animals by polyunsaturated fatty acids. **Nutrition** v.17, n.2, p.126-151, 2001.

KUBITZA, F. A evolução da tilapicultura no Brazil:Produção e Mercados. **Panorama da aqüicultura**, v.76, p.25-35, 2003a.

KUBITZA, F. **Qualidade da água no cultivo de peixes e camarões**.Jundiaí: Degaspari, . 229p., 2003b

KUBITZA, F. **Tilápia: tecnologia e planejamento na produção comercial**. São Paulo: Degaspari, 285 p, 2000.

KUO, H e TSAY, TT. The characteristic variation of red tilapia. **Bull. Taiwan Fisheries Research Institute**, v.36,p.55-67, 1984.

LIAO, IC e CHANG, S. Studies on the Feasibility of Red Tilapia Culture in Saline Water. **Proceedings of the International Symposium on Tilapia in Aquaculture**, Nazareth, Israel, p.524-533, 1983.

LIM, C; KLESIUS, PH e LIM, MH. Interaction between dietary levels of iron and vitamin C on growth, hematology, immune response and resistance of channel catfish (*Ictalurus punctatus*) to *Edwardsiella ictaluri* challenge. **Aquaculture**,v.185, p.313-327, 2002.

LORGERIL, M; RENAUD, S; MAMELLE, N; SALEN, P; MARTIN, JL e MONJAUD, I. Mediterranean alpha-linolenic acid rich diet in secondary prevention of coronary heart disease. *Lancet*, v.343, n.8911, p. 1454-1459, 1994. In: MARTIN, CA; ALMEIDA, VV; RUIZ, MR; VISENTAINER, JER; MATSUSHITA, M; SOUZA, NE e VISENTAINER, JV. Ácidos graxos poliinsaturados omega 3 e Omega 6 : importância e ocorrência em alimentos. **Revista Nutrição**,v. 19, n.6, p.761-770, 2006.

LOVELL, RT. **Nutrition and feeding of fish**. New York: Van Nostrand Reinhold, Cap. 1 The concept of Feeding Fish. 260p. 1989.

LOVELL, RT. Nutrition of aquaculture species. **Journal Animal Science**, v.69, p. 4193-4200, 1991.

LOVSHIN, LL e CYRINO, JEP. Status of commercial fresh water fish culture in Brazil. **World Aquaculture**, p.23-39,1997.

LOWRY, OH; ROSENBROUGH, NJ; FARR, AL e RANDALL, RJ. Protein measurement with the Folin phenol reagent. **Journal Biology Chemistry**, v.193, p.265-275, 1951.

LUZIA, LA; SAMPAIO, GR; CASTELUCCI, CMW e TORRES, EAFS. The influence of season on the lipid profiles of five commercially important species of Brazilian fish. **Food Chemistry**, v.83, p.93-97, 2003.

MACEDO-VIEGAS, EM; SOUZA, MLR e KRONKA, SN. Estudo da carcaça de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*), em quatro categorias de peso. **Revista Unimar**, Maringá, v. 19, n. 3, p. 863-870, 1997.

MAINARDES-PINTO, CSR; VERANI, JR e SCORVO FILHO, JD. Productive development of *Red* Tilápia from Florida *Oreochromis u. hornorum* x *O. mossambicus* and *Tailand Tilápia O. niloticus* in small capacity net cages, submitted to diferents stocking densities. In: *World Aquaculture*, Salvador. **Anais**, p. 443, 2003.

MARENGONI, NG. Produção de Tilápia do nilo, *Oreochromis niloticus* (variedade Chitralada), cultivada em tanques-rede, sob diferentes densidades de estocagem. **Archivos de Zootecnia**, v.55, n. 210, p. 127-138, 2006.

MARTINO, CR; CYRINO, JEP e PORTZ, L. Effect of dietary lipid level on nutritional performance of surubim (*Pseudoplatistoma corruscans*). **Aquaculture**, v.209, p.209-218, 2002.

MARTINO, RC. Exigências e cuidados da adição de lipídios em rações para peixes e a sua importância para o homem – Parte 2. Rev. **Panorama da Aqüicultura**, v.13, n.75, p.58-60. 2003.

MASTERS, C. n-3 Fatty acids and the peroxisome. *Mol Cell Biochem.*, v.165, n.2, p.89-93, 1996. In: MARTIN, CA; ALMEIDA, VV; RUIZ, MR; VISENTAINER, JER; MATSUSHITA, M; SOUZA, NE e VISENTAINER, JV. Ácidos graxos poliinsaturados omega 3 e Omega 6 : importância e ocorrência em alimentos. **Revista Nutrição**, v. 19, n.6, p.761-770, 2006.

MEURER, F; HAYASHI, C; BOSCOLO, WR. Lipídios na alimentação de alevinos revertidos de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*, L.). **Revista Brasileira Zootecnia**, v.31, n.2, p.566-573, 2002.

MEYER, G; FRACALOSSO, DM e BORBA, MR. A importância da quantidade de energia na ração de peixes. **Revista Panorama Aqüicultura**, v.14. n.83. p.53-57. 2005.

MILLIGAN, CL e GIRARD, SS. Lactate metabolism in rainbow trout. **Journal Experimental Biology**, v.180, p.175-193, 1993.

MOMMSEN, TP. Paradigms of growth in fish. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v.129B, p.207-219, 2001.

MOREIRA, AA; HILSDORF, AWS; SILVA, JV e SOUZA, VR. Variabilidade genética de duas variedades de tilápia nilótica por marcadores microssatélites. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.42, n.4, 2007.

MOREIRA, AB; VISENTAINER, JV; SOUZA, NE e MATSUSHITA, M. Fatty acids profile and cholesterol contents of three Brazilian brycon freshwater fishes. **Journal of Food Composition and Analyses**, v.44, p.565-574, 2001.

MOREIRA, HLM. **Análise da estrutura genética de populações e diversidade genética de estoques de reprodutores de Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) estimadas por microssatélites**. Porto Alegre. 112p. Tese (Doutorado em Ciências). Instituto de Zootecnia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 1999.

MOURENT, G e TOCHER, DR. Lipid class and fatty acid composition of brain lipids from Atlantic herring *Clupea harengus* at different stages of development. **Marine. Biology.**, v.112, p.553-558, 1992.

NAÇÕES UNIDAS DO BRASIL. Disponível em www.onu-brasil.org.br. Acesso em 14/dez/2007

NAPOLITANO, GE. Fatty acids as trophic and chemical markers in freshwater ecosystems. *In*: M.T. Arts and B.C. Wainman (eds.). **Lipids in freshwater ecosystems**. Springer (Publ.), New York, EUA, p.21-44, 1999.

NELSON, DL e COX, MM. **Lehninger: Principles of biochemistry**. Freeman, New York, EUA, 1119 p. 2005.

NEPA, Núcleo de Estudos e Pesquisas em Alimentação. **Tabela Brasileira de Composição de Alimentos**. Campinas:Unicamp, 2006.

NETTLETON, JA. **Omega-3 Fatty Acids and Health**. Introduction to Fatty Acids. Thomson Publishing Company, U.S.A., p. 16-76, 1995.

OKUYAMA, H; KOBAYASHI, T e WATANABE, S. Dietary fatty acids the n-6/n-3 balance and chronic elderly diseases. Excess linoleic acid and relative n-3 deficiency syndrome seen in japan. **Progress in Lipid Research**, v.35, n.4, p.409-457, 1996.

OSTRENSKY, A; BORGHETTI, JR e PEDINI, M. Situação atual da aqüicultura brasileira e mundial. p. 353 – 381. *IN*: Valenti, W.C. **Aqüicultura no Brasil: bases para um desenvolvimento sustentável**. Brasília, CNPq, 399 p, 2000.

PÁDUA, DMC. **Utilização da levedura alcoólica (*Saccharomyces cerevisiae*) como fonte protéica na alimentação de juvenis de Pacu (*Piaractus mesopotamicus*, PISCES, TELEOSTED): Aspectos metabólicos e de desempenho produtivo.** Dissertação de Mestrado, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 120p. 1996.

PAPOUTSOUGLOU, SE e TZIRA, G. Blue tilápia (*Oreochromis aureus*) growth rate in relation to dissolved oxygen concentration under recirculated water conditions. **Aquacultural Engineering**, v. 15, n. 3, p. 181, 1996.

PARRISH, CC. Dissolved and particulate marine classes: **A review.** **Marine Chemistry** v.23, p.17-40, 1999.

PÉREZ-SÁNCHEZ, J e LE BAIL, P. Growth hormone axis as marker of nutritional and growth performance in fish. **Aquaculture**, v.177, p.117-128, 1999.

POWELL, J.; WHITE, I; GUY, D. e BROTHERSTONE, S. Genetic parameters of production traits in atlantic salmon (*Salmo salar*). **Aquaculture**, v. 274, p. 225-231, 2008.

QUINTON, CD; McMILLAN, I e GLEBE, BD. Development of an Atlantic salmon (*Salmo salar*) genetic improvement program: Genetic parameters of harvest body weight and carcass quality traits estimated with animal models. **Aquaculture**, v.247, p. 211-217, 2005.

RACLOT, T; HOLM, C e LANGEN, D. A role for hormone-sensitive lipase in the selective mobilization of adiposo tissue fatty acids. **Biochimistry Biophysical Acta**, v.1532, p.88-96, 2001.

RASMUSSEN, RS. Quality of farmed salmonids with emphasis on proximate composition, yield and sensory characteristics. **Aquaculture Research**, v.32, p. 767-786, 2001.

RASOARAHONA, JRE; BARNATHAN, G; BIANCHINI, JP e GAYDOU, EM. Influence of season on the lipid content and fatty acid profiles of three tilapia species (*Oreochromis niloticus*, *O. macrovir* and *Tilapia rendalli*) from Madagascar. **Food Chemistry**, v.91, p.683-694, 2005.

ROSE, DP e CONNOLLY, JM. Omega -3 fatty acids as cancer chemopreventive agents. **Pharmacology & Therapeutics**, v.83, n.3, p.217-244, 1999.

SCHIMITTOU, HR. **Produção de peixes em alta densidade em tanque-rede de pequeno volume.** Campina: Mogiana Alimentos e Associação Americana de Soja, 78p, 1997.

SCHREINER, M. **The incorporation and position of omega-3 fatty acids into egg yolk lipid and sensory attributes of egg yolk from laying hens fed seal Blubber oil.** Phd Thesis. Boku Universität, Vienna, 173 p. 2003.

SEAP- Secretaria Especial de Aqüicultura e Pesca. Disponível em: [http://200.198.202.145/seap/Dados_estatisticos/boletim2005a\(tabela\).pdf](http://200.198.202.145/seap/Dados_estatisticos/boletim2005a(tabela).pdf). Acesso em 11/fev/2008.

SHUCHARDT, D; VERGARA, JM; FERNANDES, H; HALINOWSKI, CT; CRUZ, CM; IZQUIERDO, MS e ROBAINA, L. Effects of different dietary protein and lipid levels on growth, feed utilization and body composition of red progy (*Pagrus pagrus*) fingerlings. **Aquaculture Nutrition**. v.14, p.1-9, 2008.

SHERIDAN, MA. Regulation of lipid metabolism in poikilothermic vertebrates. **Comparative Biochemistry Physiology**, v.107B, n.4, p.495-508, 1994.

SIMOPOULOS, AP. Omega-3 fatty acids in health and disease and in growth and development. **American Journal of Clinical Nutrition**, v.54, p.438-463, 1991.

SIMOPOULOS, AP. N-3 fatty acid-enriched eggs, lipids and western diet: Time for change. **Nutrition**, v.9, n.6, p.561-562, 1993.

SIMOPOULOS, AP. Omega-3 fatty acids in wild plants, nuts and seeds. Asia Pacific J Clin Nutr, v.11, n.6, p.S163-173, 2002. In: MARTIN, CA; ALMEIDA, VV; RUIZ, MR; VISENTAINER, JER; MATSUSHITA, M; SOUZA, NE e VISENTAINER, JV. Ácidos graxos poliinsaturados omega 3 e Omega 6 : importância e ocorrência em alimentos. **Revista Nutrição**, v. 19, n.6, p.:761-770, 2006.

SIMOPOULOS, AP. Omega-6/Omega-3 essential fatty acid ratio and chronic diseases. Food Rev Inter, v.20, n.1, p. 77-90, 2004. In: MARTIN, CA; ALMEIDA, VV; RUIZ, MR; VISENTAINER, JER; MATSUSHITA, M; SOUZA, NE e VISENTAINER, JV. Ácidos graxos poliinsaturados omega 3 e Omega 6 : importância e ocorrência em alimentos. **Revista Nutrição**, v. 19, n.6, p.:761-770, 2006.

SOUZA, SMG.; ANIDO, RJ e TOGNON, FC. Ácidos graxos ômega-3 e ômega-6 na alimentação de peixes- Fontes e relações. **Revista Ciência. Agro-ambientais**, v.6, 63-71, 2007.

SOUZA, MLR; DOURADO, DM; MACEDO-VIEGAS, EM; MACHADO, SD; FERREIRA, IC; SCAPINELLO, C. Análise da pele de tilápia do Nilo. In: Reunião Anual Da Sociedade Brasileira De Zootecnia, 2002, Recife. **Anais**. Recife: [s.n.], 2002.

SOUZA, MLR. e MARANHÃO, TCF. Influence of live weight on carcass, fillet yield and by-products of fillet processing of *Oreochromis niloticus*. In: **Aqüicultura Brasil 98**. Recife. Anais...Recife:Abraq,p.322, 1998.

SPRECHER, H. n-3 e n-6 fatty acid metabolism. In: GALLI, C e SIMOPOULOS, AP. Dietary. New York: **Plenum Press**, p.67-69, 1989.

SUMMERS, LK; BAMES, SC; FIELDING, BA; BEYSEN, C; ILIC, V; HIMPHEYS, SM e FRAYN, KN. Uptake of individual fatty acids intra adipose tissue in relation to their presence in the diet. **American Journal Clinical Nutrition**, v.71, p.1470-1477, 2000.

STICKNEY, RR, HARDY, RW. Lipid requirements of some warmwater species. **Aquaculture**, v. 79, p. 145-156, 1989.

TOCHER, DR .Metabolism and functions of lipids and Fatty Acids in Teleost Fish. **Reviews in Fisheries Science**, v.11, n.2,p.1-78, 2003.

THODESEN, J; GRISDALE-HELLAND, B; HELLAND, S e GJERDE, B. Feed intake, growth and feed utilisation of offspring from wild and selected Atlantic salmon (*salmo solar*). **Aquaculture**, v. 180, p.237-246, 1999.

UAUY, R; HOFFMAN, DR; PEIRANO, P; BIRCH, DG e BIRCH, EE. Essential fatty acids in visual and brain development. *Lipids*, v. 36, n.9, p.885-895, 2001. In: MARTIN, CA; ALMEIDA, VV; RUIZ, MR; VISENTAINER, JER; MATSUSHITA, M; SOUZA, NE e VISENTAINER, JV. Ácidos graxos poliinsaturados omega 3 e Omega 6 : importância e ocorrência em alimentos. **Revista Nutrição**, v. 19, n.6, p.:761-770, 2006.

VISENTAINER, JV; SOUZA, NE; MAHOTO, M; HAYASHI, C e FRANCO, MRB. Influence of diets enriched with flaxseed oil on the α - linolenic, eicopentaenoic e docosahexaenoic fatty acid in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Food Chemistry**, v.90, p.557-560, 2005.

VOET, D, VOET, JG e PRATT, CW. **Fundamentos de Bioquímica**. Ed. Artmed, Poto Alegre, p. 593-598, 2000.

WAHLQUIST, ML. Nutritional pathways to coronary heart disease. **Atherosclerosis**, v.136, n.1, p.28, 1998.

WILSON, RP. Lipid nutrition in finfish. 74-81. In: Chhorn, E. L., Sessa, D. J. Nutrition and utilization technology in aquaculture. **AOCS Press**. v. 01. 294p, 1995.

WODTKE, E. Temperature adaptation of biological membranes. The effects of acclimation temperature on the unsaturation of the main neutral and charged phospholipids in mitochondrial membrane of the carp (*Cyprinus carpio* L.) **Biochemistry Biophysics**, v.640, p.698-709, 1991.

YAMAGUCHI, T; MIYAMOTO, K; YAGI, S; HORIGANE, A; SATO, M e TAKEUCHI, M. Detection of plasmalogen from plasma low density lipoprotein and high density lipoprotein in carp, *Cyprinus carpio*, and rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v.127, p.339-346, 2000.

YEHUDA, S; RABINOVITZ, S; CARASSO, RL e MOSTOFISKY, DI. The role of polyunsaturated fatty acids in restoring the aging neuronal membrane. *Neurobiol Aging*, v.23, n.5, p.843-853, 2002. In: MARTIN, CA; ALMEIDA, VV; RUIZ, MR; VISENTAINER, JER; MATSUSHITA, M; SOUZA, NE e VISENTAINER, JV. Ácidos graxos poliinsaturados omega 3 e Omega 6 : importância e ocorrência em alimentos. **Revista Nutrição**, v.19, n.6, p.761-770, 2006.

YOUJIM, KA; MARTIN, A e JOSEPH, JA. Essential fatty acids and the brain: possible health implications. *Int J Dev Neurosci*, v.18, n.4, p.383-399, 2000. In: MARTIN, CA; ALMEIDA, VV; RUIZ, MR; VISENTAINER, JER; MATSUSHITA, M; SOUZA, NE e VISENTAINER, JV. Ácidos graxos poliinsaturados omega 3 e Omega 6 : importância e ocorrência em alimentos. **Revista Nutrição**, v. 19, n.6, p.761-770, 2006.

ZIMMERMANN, S. O bom desempenho das Chitraladas no Brasil. **Panorama da Aqüicultura**, v.10, p.15-19, 2000.

ZHOU, L e NILSSON, A. Sources of eicosanoid precursor fatty acids pools in tissues. **Journal Lipids Research**, v.42, p.1521-1542, 2000.

ANEXO A Parecer de aprovação do comitê de ética em experimentação e manipulação animal da Universidade de Mogi das Cruzes.



Tel.: (011) 4798-7000
Fax: (011) 4799-5233
<http://www.umc.br>

COMITÊ DE ÉTICA EM MANIPULAÇÃO E EXPERIMENTAÇÃO ANIMAL
CEMEA/UMC

À Acadêmica

VANESSA ROCHA DE OLIVEIRA

O CEMEA/UMC, reunido em 17/04/2007, considerou que o projeto intitulado "DETERMINAÇÃO DA COMPOSIÇÃO LIPÍDICA DURANTE A FASE DE CRESCIMENTO DA TILÁPIA: COMPARAÇÃO ENTRE DIFERENTES LINHAGENS GENÉTICAS", de autoria da mestrandia VANESSA ROCHA DE OLIVEIRA, sob orientação da Prof. Dra. RENATA GUIMARÃES MOREIRA, apresentou seleção, alojamento, manipulação e número de sujeitos experimentais adequados aos princípios bioéticos na utilização de animais em experimentação.

Consideramos este trabalho **APROVADO**.

Mogi das Cruzes, 18 de abril de 2007



MAURÍCIO MARQUES DE OLIVEIRA

APÊNDICE A Protocolo de Extração e Determinação de Proteínas Totais

Para determinação de proteínas totais pesou-se 100 mg de tecido e colocou-se em tubos tipo eppendorf. Foi adicionado ácido perclórico 6% (PCA) em um valor calculado de 5 vezes o volume do valor pesado anteriormente e homogenizado em microprocessador. As amostras foram então centrifugadas a 2423.87g por 5 minutos durante 3 vezes e a cada centrifugação o pellet era ressuspendido em 4 volumes do valor pesado de PCA 6%. Após este procedimento o pellet foi tratado com hidróxido de potássio 2,5% com 14 vezes o volume pesado deixado sob agitação constante, 39.30g, por 24 horas até completa solubilização. Para determinação, da amostras anterior, foi realizado uma diluição de 1:100 e retirado 200µL. A este foi acrescentado 1 mL de uma mistura reativa previamente preparada que consiste de tartarato de sódio e potássio 4%, sulfato de cobre 2%, carbonato de sódio(5g) em hidróxido de sódio (1g) q.s.p 250mL na proporção 10:100:100. Após 10 minutos, foi adicionado 100 µL de reativo de Folin-Ciocalteau diluído (1:1) e após 30 minutos a absorbância foi lida em espectrofotômetro em um comprimento de onda de 660nm, contra uma curva padrão de albumina sérica bovina (serum bovine albumine, Sigma) 0,2 mg/mL (20mg de BSA + 0,1 mL hidróxido de sódio 1Mol/L q.s.p 100 mL)

APÊNDICE B Protocolo de extração e Determinação de Lipídios Totais

As amostras foram homogeneizadas em microprocessador Sentry™ modelo Tempest I.Q.², a 25.000 rpm, por 45 segundos. Após a homogeneização, as amostras foram transferidas para tubos de ensaio com tampa de teflon, e os frascos utilizados na extração foram lavados com mais 1 ml de clorofórmio, para evitar perda de lipídios que ficariam retidos nas paredes do frasco. Estes tubos foram centrifugados a 655.1g por 5 minutos. Após a centrifugação, a camada orgânica (inferior) foi removida através da técnica das 2 pipetas. Esta técnica consiste em colocar uma pipeta Pasteur longa dentro de outra curta. Com esta pipeta curta, a camada inferior é retirada e transferida para outro frasco. A pipeta curta foi lavada com clorofórmio, e o processo foi repetido por 3 vezes, para extração total dos lipídios teciduais. Os extratos finais foram transferidos para frascos menores, e as amostras foram evaporadas em nitrogênio. Após a evaporação, as amostras foram resuspendidas em 1 ml de clorofórmio e agitadas em Vórtex por 30 segundos, para resuspensão completa e posterior dosagem.

Para a determinação foram pipetados 100µl, onde foram acrescentados a um tubo de ensaio e adicionados de 200 µl de ácido sulfúrico concentrado. Os tubos foram levados a uma banho fervente por 10 minutos e em seguida, adicionado 5 ml do reagente de fosfovanilina (35 mL de vanilina 0,6% + 60 mL de ácido fosfórico + 5mL de H₂O destilada). Os tubos foram novamente levados para banho, agora a 37⁰C, por 15 minutos e em seguida, foi realizada a leitura da absorbância em espectrofotômetro, a 540nm. A quantidade de lipídios totais foi calculada contra uma curva padrão de óleo de fígado de bacalhau (Cod liver oil fatty acid methyl esters, SIGMA) sendo 50 µL de óleo de fígado em 4,95 µL de clorofórmio, deste padrão foi retirado 1mL e colocado em estufa a 50°C para evaporação do solvente e determinação do peso do composto.

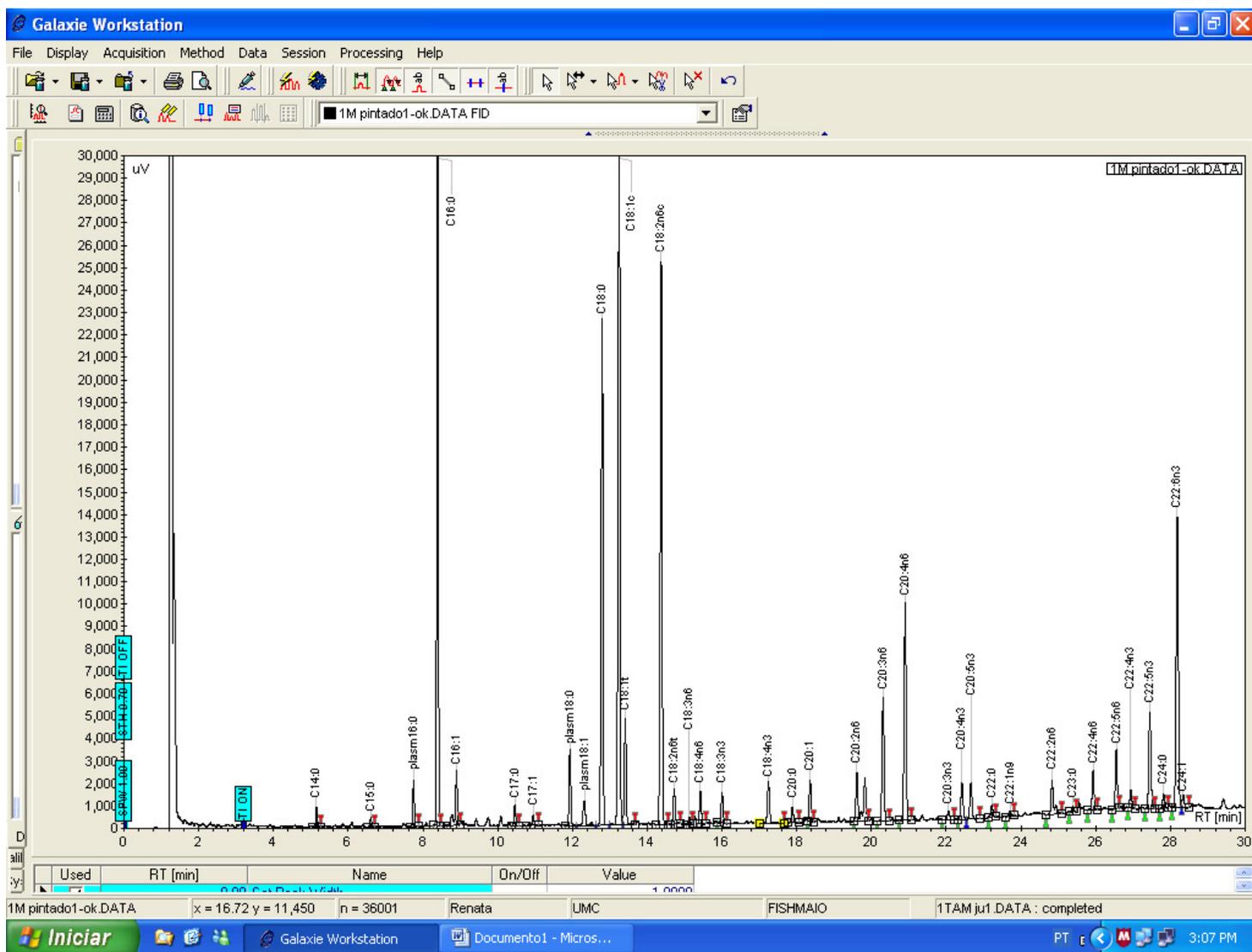
APÊNDICE C Protocolo de Cromatografia de coluna para separação dos lipídios neutros e polares

Esta técnica utiliza sílica gel para separação dos lipídios em neutros e polares a qual necessita ir a estufa a 100°C por 1 hora para que não haja umidade na sílica. A uma pipeta pauster foi colocada uma pequena quantidade de lã de vidro e em seguida a sílica gel até preencher a pipeta. Esta pipeta foi lavada com 4 mL de metanol e depois com 4mL de clorofórmio e após este procedimento a amostra de lipídios totais foi acrescentada. O vidro que continha amostra foi lavado com 1 mL de clorofórmio e este também foi adicionado a pipeta, em seguida colocou-se 3 mL de solução (clorofórmio, metanol e ácido fórmico), esta solução separou os lipídios neutros, após o término desta solução acrescentou-se 1 mL de metanol para que os lipídios polares fossem separados. As amostras foram secas em nitrogênio para posterior análise.

APÊNDICE D Protocolo para determinação do Perfil de ácidos graxos

Para a determinação do perfil de ácidos graxos foi utilizado como padrão interno ácido decanóico (17:0), 0,5mg em 1mL de heptano, adicionou-se valores diferentes para as frações de lipídios sendo, 500 µL para lipídios neutros e 300 µL para lipídios polares, (tecido adiposo e plasma não foram utilizados Padrão Interno), depois acrescentou-se 2 mL de tolueno e 3mL da mistura de 8mL cloreto de acetila em 80 mL metanol, às amostras foram adicionados nitrogênio para retirada de oxigênio e a tampa dos tubos foi vedada com parafilm, as amostras foram levadas a banho-maria 70°C por 2 horas, em seguida foi adicionado 5 mL de carbonato de potássio 6% para separação das fases, a fase superior foi retirada com auxílio de uma pipeta e transferida para outro tubo com sulfato de sódio para que fosse retirado qualquer resíduo de água que possa ter ficado do processo, as amostras foram acondicionadas em tubos para serem injetadas no cromatógrafo.

APÊNDICE E Exemplo de um cromatograma de análise dos ácidos graxos da fração polar no músculo branco.



APÊNDICE F Composição de ácidos graxos (%) da fração neutra do músculo branco com os peixes pesando cerca de 10g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	<i>Red</i>	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	2,25	±0,14	2,01	±0,17	2,48	±0,21
14:1	ne		ne		ne	
15:0	0,86	±0,20	0,45	±0,09	0,55	±0,20
15:1	1,86	±0,01	ne		ne	
16:0	22,24	±4,12	22,21	±1,18	24,16	±1,47
16:1	3,16 ^a	±1,60	3,37	±0,86	4,74b	±1,17
17:0	Ne		ne		ne	
17:1	0,93^a	±0,03	0,30	±0,02	0,35^b	±0,01
18:0	7,48	±0,02	8,58	±0,03	7,90	±0,04
18:1	24,20^a	±0,01	28,09	±0,12	30,37^b	±0,05
18:2n6	18,65	±4,59	22,80	±0,87	19,00	±1,94
18:3n6	1,03	±0,31	1,07	±0,14	0,84	±0,12
18:3n3	1,82	±0,25	1,97	±0,16	1,35	±0,20
18:4n3	1,20	±0,46	2,15	±0,01	1,47	±0,26
20:0	1,06	±0,24	0,90	±0,11	1,34	±0,14
20:1	1,32	±0,40	0,52	±0,05	0,47	±0,09
20:2n6	0,66	±0,08	1,03	±0,09	1,08	±0,15
21:0	5,07	±0,02	ne		ne	
20:3n6	0,79	±0,34	0,93	±0,02	0,99	±0,01
20:4n6	2,21	±0,49	1,83	±0,52	0,89	±0,66
20:3n3	1,77	±0,02	ne		ne	
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		0,29	±0,05	ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	1,17	±0,04	0,61	±0,06	ne	
22:4n6	2,19	±1,69	0,80	±0,16	0,47	±0,10
23:0	2,19	±0,21	ne		ne	
22:5n6	2,07	±1,20	1,40	±0,51	0,79	±0,12
22:5n3	1,86	±0,75	0,95	±0,21	1,85	±0,40
22:6n3	3,58	±1,43	2,58	±0,90	1,96	±0,53
24:0	1,12	±0,12	ne		ne	
Saturado	35,31	±2,16	33,79	±1,02	36,13	±1,86
MUFA	30,32^a	±1,51	32,13	±0,97	35,60^b	±0,73
PUFA	33,87	±1,60	34,02	±1,83	28,02	±2,15
n3	4,48	±0,68	5,55	±0,09	5,26	±0,44
n6	27,67	±1,49	28,46	±0,84	22,76	±2,22
n3/ n6	0,18	±0,01	0,19	±0,03	0,25	±0,03
Plasmalogênio	ne		ne		ne	

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).
ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE G Composição (%) de ácidos graxos da fração polar do músculo branco com os peixes pesando cerca de 10g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	Red	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	1,14	±0,18	0,70	±0,05	0,88	±0,11
14:1	0,50	±0,01	ne		ne	
15:0	0,35	±0,07	0,27	±0,01	0,26	±1,72
15:1	0,80	±0,13	0,74	±0,08	0,71	±0,03
16:0	16,16	±0,92	16,41	±0,76	15,45	±1,18
16:1	1,71^a	±0,41	1,69^a	±0,15	3,69^b	±1,18
17:0	ne		ne		ne	
17:1	1,75	±0,88	0,67	±0,09	1,76	±0,95
18:0	13,36^a	±0,83	9,76^b	±0,46	9,52^b	±0,56
18:1	17,48	±1,56	18,30	±0,41	19,06	±1,16
18:2n6	15,84	±1,32	18,37	±0,53	17,95	±0,77
18:3n6	0,70	±0,20	0,49	±0,04	0,71	±0,10
18:3n3	1,28	±0,13	1,16	±0,14	1,28	±0,09
18:4n3	ne		ne		ne	
20:0	0,55^a	±0,06	0,72	±0,04	0,86^b	±0,11
20:1	0,67	±0,09	1,07	±0,50	ne	
20:2n6	1,62	±0,12	1,58	±0,18	1,82	±0,15
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	1,25^a	±0,16	1,76	±0,07	2,26^b	±0,37
20:4n6	5,37	±0,63	5,16	±0,29	5,51	±0,15
20:3n3	0,37	±0,03	0,40	±0,04	ne	
20:4n3	0,49	±0,18	0,22	±0,02	ne	
20:5n3	0,89	±0,25	0,60	±0,01	0,58	±0,03
22:0	0,29		ne		ne	
22:2n6	ne		ne		ne	
22:4n6	1,86	±0,38	2,18	±0,44	2,60	±0,61
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	4,52	±0,58	5,02	±0,30	5,33	±0,27
22:5n3	2,08	±0,11	2,23	±0,10	1,92	±0,08
22:6n3	9,22	±0,86	10,05	±0,22	9,29	±0,63
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	32,71^a	±1,12	28,62	±0,45	27,48^b	±1,15
MUFA	18,64^a	±0,89	21,63	±0,56	24,48^b	±1,15
PUFA	48,71	±0,78	49,58	±0,70	48,03	±1,36
n3	15,62	±1,03	14,55	±0,36	12,60a	±0,51
n6	33,08	±0,68	35,02	±0,39	35,42	±0,94
N3/ n6	0,51	±0,64	0,41	±0,01	0,35a	±0,01
Plasmalogênio	0,55	±0,01	ne		ne	

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).
ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE H Composição de ácidos graxos (%) da fração neutra do músculo branco com os peixes pesando cerca de 50g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	Red	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	2,54	±0,26	2,32	±0,14	2,50	±0,49
14:1	ne		ne		ne	
15:0	ne		0,40	±0,09	ne	
15:1	ne		ne		ne	
16:0	19,38	±1,96	22,23	±0,34	19,53	±1,40
16:1	4,03	±0,45	4,90	±0,20	5,11	±0,68
17:0	ne		ne		ne	
17:1	0,36	0,03	0,33	0,04	0,31	0,05
18:0	8,28	±0,21	7,43	±0,33	8,20	0,96
18:1	36,98	±2,23	36,00	±0,47	33,18	±2,90
18:2n6	15,97	±0,59	16,93	±0,61	15,93	±1,01
18:3n6	0,70	±0,04	0,72	±0,17	0,71	±0,09
18:3n3	1,85	±0,19	1,87	0,21	1,11	±0,21
18:4n3	1,73	±0,61	0,58	±0,25	2,22	±1,36
20:0	1,59^a	±0,20	1,54^a	±0,08	3,28^b	±0,63
20:1	1,233	±0,42	ne		2,20	±0,21
20:2n6	0,95	±0,11	0,88	±0,02	1,14	±0,11
21:0	0,66	±0,88	0,64^a	±0,02	1,08^b	±0,23
20:3n6	0,52^a	±0,02	0,59^a	±0,03	2,73^b	±0,02
20:4n6	1,94	±0,82	0,72	±0,11	1,10	±0,55
20:3n3	0,43^a	±0,05	0,50^a	±0,17	3,71^b	±2,20
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		ne		0,61	±0,01
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	ne		ne		1,23	±0,03
22:4n6	1,12	±0,51	0,55	±0,05	1,63	±0,76
23:0	2,19	±0,12	ne		ne	
22:5n6	0,53	±0,05	0,53	±0,04	1,83	±1,16
22:5n3	0,63	±0,14	0,42	±0,03	1,16	±0,33
22:6n3	1,73	±0,10	1,46	±0,16	1,46	±0,13
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	34,30	±1,22	33,93	±0,91	32,75	±1,75
MUFA	38,14	±2,39	39,48	±1,76	38,06	±3,00
PUFA	27,44	±2,34	26,36	2,29	27,05	±2,81
n3	5,94	±1,27	5,00	±0,94	6,40	±1,41
n6	21,50	±1,22	21,36	±1,38	22,36	±1,64
n3/ n6	0,26	±0,03	0,22	±0,02	0,36	±0,09
Plasmalogênio	ne		ne		0,381	±0,09

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE I Composição (%) de ácidos graxos da fração polar do músculo branco com os peixes pesando cerca de 50g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	<i>Red</i>	EP	Meio	EP	Chit	EP
14:0	0,76	±0,07	1,02	±0,09	1,16	±0,16
14:1	ne		ne		ne	
15:0	0,83	±0,08	0,32	±0,04	0,75	±0,50
15:1	0,84	±0,07	0,89	±0,35	1,64	±0,48
16:0	15,57^a	±0,90	18,83^b	±0,82	17,67	±1,10
16:1	1,78^a	±0,15	3,53^b	±0,22	2,89	±0,67
17:0	ne		ne		ne	
17:1	1,11	±0,10	0,92	±0,17	1,62	±0,13
18:0	11,92	±0,36	10,74	±0,51	12,82	±1,18
18:1	16,53	±0,59	19,75	±0,61	17,46	±1,05
18:2n6	12,18	±0,26	13,40	±0,60	13,10	±0,52
18:3n6	0,50	±0,02	0,62	±0,19	0,59	±0,10
18:3n3	1,023	±0,09	1,12	±0,11	1,05	±0,17
18:4n3	0,53	±0,11	0,74	±0,38	1,01	±0,05
20:0	1,00	±0,17	0,92	±0,04	ne	
20:1	ne		ne		ne	
20:2n6	1,69	±0,08	1,49	±0,07	1,63	±0,23
21:0	1,37	±0,27	1,60	±0,08	1,93	±0,13
20:3n6	1,33^a	±0,02	0,38^b	±0,18	0,93	±0,07
20:4n6	6,65	±0,21	6,09	±0,62	4,86	±1,71
20:3n3	ne		ne		7,12	±0,64
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	0,60	±0,03	0,55	±0,03	ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	ne		ne		ne	
22:4n6	2,39	±0,16	2,08	±0,11	2,86	±0,24
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	6,66	±0,37	5,55	±0,28	6,02	±0,28
22:5n3	2,28	±0,10	1,90	±0,14	2,10	±0,23
22:6n3	15,03	±0,73	12,11	±0,63	10,60	±0,87
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	29,47	±1,05	32,32	±0,78	33,67	±1,97
MUFA	20,23	±0,76	23,61	±1,13	21,43	±1,73
PUFA	49,90	±1,20	43,77	±1,04	44,78	±1,77
n3	18,98	±0,73	17,78	±1,18	19,54	±1,49
n6	30,91^a	±0,64	25,99	±1,39	25,25^b	±1,21
n3/ n6	0,61	±0,02	0,71	±0,07	0,73	±0,06
Plasmalogênio	ne		ne		ne	

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE J Composição de ácidos graxos (%) da fração neutra do músculo branco com os peixes pesando cerca de 100g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	Red	EP	Meio	EP	Chit	EP
14:0	2,11	±0,14	1,90	±0,12	2,39	±0,31
14:1	ne		ne		ne	
15:0	ne		ne		ne	
15:1	ne		ne		ne	
16:0	19,53	±0,76	18,40	±0,74	19,90	±1,37
16:1	4,26	±0,27	4,40	±0,31	5,09	±0,70
17:0	ne		ne		ne	
17:1	ne		ne		ne	
18:0	6,82	±0,46	6,31	±0,57	6,11	±0,30
18:1	31,21	±1,75	36,12	±2,82	33,37	±1,58
18:2n6	18,38	±0,91	18,50	±0,31	16,88	±0,59
18:3n6	1,16	±0,08	1,35	±0,11	1,65	±0,21
18:3n3	1,66	±0,23	1,83	±0,18	1,27	±0,05
18:4n3	0,30	±0,06	0,33	±0,03	0,42	±0,10
20:0	ne		ne		ne	
20:1	3,18	±0,28	2,96	±0,13	3,53	±0,28
20:2n6	1,31	±0,10	1,26	±0,07	1,50	±0,29
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	0,75	±0,08	0,83	±0,04	1,10	±0,16
20:4n6	1,28	±0,41	0,84	±0,06	1,69	±0,31
20:3n3	ne		ne		ne	
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		0,18	±0,02	ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	ne		0,40	±0,01	0,54	±0,13
22:4n6	1,13	±0,28	0,71	±0,09	0,95	±0,08
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	2,18	±1,07	0,93	±0,09	1,71	±0,27
22:5n3	0,83	±0,76	0,46	±0,08	0,67	±0,10
22:6n3	3,70	±1,6	1,54	±0,13	2,63	±0,46
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	57,40^a	±3,49	62,83^a	±2,04	28,19^b	±1,98
MUFA	22,49^a	±1,40	49,03^b	±2,52	36,63	±1,85
PUFA	29,83	±2,92	27,69	±1,08	29,28	±1,95
n3	3,77	±0,79	3,81	±0,37	4,63	±0,36
n6	24,62	±1,44	23,88	±0,83	25,39	±1,57
n3/ n6	0,19	±0,04	0,15	±0,01	0,15	±0,02
Plasmalogênio	0,19	±0,03	0,25	±0,03	0,33	±0,10

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE K Composição de ácidos graxos (%) da fração polar do músculo branco com os peixes pesando cerca de 100g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	<i>Red</i>	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	1,40	±0,32	0,94	±0,32	0,90	±0,13
14:1	ne		ne		ne	
15:0	ne		ne		ne	
15:1	1,41	±0,22	0,78	±0,10	1,18	±0,19
16:0	18,35	±0,88	16,50	±1,04	17,31	±0,34
16:1	3,88	±0,69	2,67	±0,75	2,76	±0,23
17:0	ne		ne		ne	
17:1	1,71	±0,31	1,91	±0,25	2,04	±0,23
18:0	8,62	±0,48	8,96	±0,72	8,15	±0,31
18:1	28,96	±5,18	21,04	±5,20	18,74	±0,84
18:2n6	16,27	±1,46	12,38	±1,71	12,16	±0,47
18:3n6	0,92	±0,18	0,91	±0,09	0,95	±0,03
18:3n3	1,29	±0,27	0,77	±0,18	0,69	±0,13
18:4n3	0,57	±0,09	0,68	±0,10	0,62	±0,10
20:0	ne		ne		ne	
20:1	ne		ne		1,30	±0,27
20:2n6	1,28	±0,24	1,57	±0,08	1,92	±0,06
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	1,40	±0,38	1,72	±0,25	2,04	±0,26
20:4n6	6,10	±1,00	6,21	±1,22	7,08	±0,35
20:3n3	ne		ne		ne	
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		ne		ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	ne		ne		ne	
22:4n6	2,69	±0,18	2,37	±0,15	2,82	±0,12
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	7,13	±0,44	8,09	±0,65	8,25	±0,24
22:5n3	2,36	±0,34	2,68	±0,46	1,97	±0,18
22:6n3	14,29	±0,87	15,16	±1,08	11,76	±0,54
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	22,82	±2,42	22,01	±3,25	25,49	±0,95
MUFA	33,01	±5,059	24,04	±5,58	24,78	±1,15
PUFA	41,45	±4,45	46,70	±4,50	49,72	±1,01
n3	18,55	±1,69	20,18	±0,72	14,88	±0,73
n6	28,64	±1,74	29,35	±2,66	34,83	±0,36
n3/ n6	0,42	±0,09	0,61	±0,13	0,42	±0,01
Plasmalogênio	ne		ne		ne	

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).
ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE L Composição de ácidos graxos (%) da fração neutra do músculo branco com os peixes pesando cerca de 250g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	Red	EP	Meio	EP	Chit	EP
14:0	1,81	±0,04	1,92	±0,14	2,44	±0,21
14:1	ne		ne		ne	
15:0	0,17	±0,01	ne		ne	
15:1	ne		ne		ne	
16:0	18,75^a	±0,36	19,92	±0,46	22,5^b	±1,10
16:1	3,22^b	±0,10	4,36^a	±0,19	4,41^a	±0,24
17:0	ne		ne		ne	
17:1	0,45		ne		ne	
18:0	8,07^a	±0,24	7,89	±1,03	6,62^b	±0,22
18:1	37,74	±0,58	39,83	±2,68	36,56	±0,95
18:2n6	15,85	±0,24	15,75	±0,77	16,26	±0,41
18:3n6	1,07	±0,04	1,35	±0,09	1,50	±0,16
18:3n3	1,62	±0,10	1,54	±0,07	1,47	±0,11
18:4n3	0,35	±0,03	0,44	±0,25	0,34	±0,15
20:0	1,92	±0,08	1,81	±0,31	1,69	±0,36
20:1	0,39	±0,08	ne		0,89	±0,39
20:2n6	1,24	±0,04	1,05	±0,07	0,88	±0,14
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	0,73	±0,04	0,64	±0,04	0,84	±0,11
20:4n6	1,10	±0,11	1,45	±0,43	0,94	±0,07
20:3n3	0,22	±0,06	ne		ne	
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		ne		ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	0,64	±0,16		±0,02	0,36	±0,02
22:4n6	1,05	±0,15	1,19	±0,32	0,73	±0,09
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	0,96	±0,15	1,28	±0,39	0,79	±0,13
22:5n3	0,51	±0,03	0,57	±0,05	0,61	±0,24
22:6n3	1,38	±0,15	1,17	±0,30	1,06	±0,12
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	30,81	±0,41	29,61	±1,56	33,49	±1,27
MUFA	41,82	±0,20	44,26	±2,73	41,61	±1,08
PUFA	27,06	±0,40	26,07	±1,35	24,89	±0,94
n3	4,07	±0,08	3,48	±0,44	3,27	±0,26
n6	22,99	±0,40	22,59	±1,02	21,61	±0,84
n3/ n6	0,17	±0,01	0,15	±0,01	0,16	±0,01
Plasmalogênio	0,32	±0,01	ne		ne	

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE M Composição de ácidos graxos (%) da fração polar do músculo branco com os peixes pesando cerca de 250g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	Red	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	0,77	±0,20	0,10	±0,19	1,20	±0,17
14:1	ne		ne		ne	
15:0	1,52	±0,51	ne		ne	
15:1	ne		Ne		1,48	±0,60
16:0	12,87^a	±2,82	19,58	±1,95	24,46^b	±3,05
16:1	1,65	±0,37	2,12	±0,31	3,34	±0,81
17:0	ne		ne		ne	
17:1	1,54	±0,77	1,63	±0,28	1,81	±0,54
18:0	12,48	±1,24	12,04	±0,34	10,29	±1,32
18:1	16,50	±2,89	18,23	±1,45	20,10	±1,91
18:2n6	8,76	±1,44	10,06	±0,82	12,94	±1,00
18:3n6	0,69	±0,08	1,29	±0,26	1,35	±0,19
18:3n3	1,42	±0,70	0,77	±0,31	0,99	±0,18
18:4n3	0,83	±0,22	0,92	±0,73	0,84	±0,19
20:0	ne		ne		ne	
20:1	ne		ne		ne	
20:2n6	1,59	±0,30		±0,06	1,49	±0,06
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	1,83	±0,26	ne		2,54	±0,22
20:4n6	8,35	±1,05	8,97	±0,42	7,77	±0,75
20:3n3	ne		ne		ne	
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		ne		ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	ne		ne		ne	
22:4n6	3,07	±0,46	2,53	±0,14	2,34	±0,15
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	10,31^a	±0,23	8,17	±0,65	6,60^b	±0,35
22:5n3	1,98	±0,24	2,91	±1,06	1,29	±0,14
22:6n3	12,20	±1,89	11,22	±1,22	8,30	±0,79
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	26,74	±3,38	32,15	±2,12	33,84	±1,45
MUFA	18,75	±2,45	20,82	±1,96	25,39	±2,11
PUFA	44,00	±6,22	42,10	±1,48	37,97	±4,04
n3	14,69	±1,76	14,52	±1,19	9,01	±1,64
n6	28,89	±5,0	26,71	±1,17	27,82	±2,71
n3/ n6	0,47	±0,05	0,55^a	±0,05	0,30^b	±0,04
Plasmalogênio	ne		ne		ne	

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE N Composição de ácidos graxos (%) da fração neutra do músculo branco com os peixes pesando cerca de 500g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	<i>Red</i>	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	2,34	±0,18	2,42	±0,10	2,39	±0,33
14:1	0,10	±0,02	0,148	±0,01	0,157	±0,02
15:0	0,20	±0,02	0,19	±0,01	0,28	±0,05
15:1	ne		ne		ne	
16:0	22,78	±0,40	23,47	±0,69	22,41	±1,33
16:1	3,75^a	±0,18	5,00^b	±0,15	4,49	±0,26
17:0	ne		ne		ne	
17:1	ne		ne		ne	
18:0	8,25^a	±0,19	6,73^b	±0,08	6,04^b	±0,17
18:1	37,78	±3,03	36,67	±1,63	35,79	±1,24
18:2n6	16,51	±0,31	16,91	±0,32	17,08	±0,46
18:3n6	1,09	±0,13	1,23	±0,11	1,39	±0,08
18:3n3	1,33	±0,18	1,37	±0,11	1,37	±0,07
18:4n3	0,26	±0,14	0,37	±0,11	0,37	±0,61
20:0	0,27	±0,01	0,71	±0,59	ne	
20:1	2,18	±0,18	0,93	±0,19	1,53	±0,35
20:2n6	0,90	±0,17	0,81	±0,17	1,13	±0,04
21:0	0,69	±0,05	0,87	±0,05	0,73	±0,08
20:3n6	0,96	±0,07	1,04	±0,03	1,03	±0,07
20:4n6	0,23	±0,04	ne		0,16	±0,01
20:3n3	0,23	±0,04	ne		0,16	±0,01
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		ne		ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	0,30	±0,14	ne		0,29	±0,03
22:4n6	0,82	±0,06	0,88	±0,6	0,92	±0,09
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	0,79	±0,07	0,74	±0,08	0,86	±0,08
22:5n3	0,46	±0,10	0,50	±0,12	0,40	±0,04
22:6n3	0,83	±0,10	0,90	±0,08	0,89	±0,12
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	30,69	±2,19	32,04	±1,42	31,06	±1,56
MUFA	43,78	±2,98	42,83	±1,58	41,93	±1,22
PUFA	25,19	±0,89	25,28	±0,54	26,41	±0,57
n3	3,09	±1,21	3,12	±1,00	3,10	±0,60
n6	21,00	±0,62	20,92	±0,39	21,91	±0,43
n3/ n6	0,14	±0,05	0,14	±0,05	0,14	±0,02
Plasmalogênio	0,34	±0,03	ne		0,32	±0,08

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE O Composição de ácidos graxos (%) da fração polar do músculo branco com os peixes pesando cerca de 500g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	<i>Red</i>	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	0,94	±0,15	0,83	±0,21	0,58	±0,08
14:1	ne		ne		ne	
15:0	1,29	±0,25	0,74	±0,17	0,35	±0,14
15:1	1,51	±0,42	1,59	±0,34	1,75	±0,33
16:0	17,8	±1,09	16,46	±1,43	17,12	±2,21
16:1	1,37	±0,16	1,38	±0,14	1,62	±0,40
17:0	ne		ne		ne	
17:1	1,59	±0,80	2,66	±0,57	2,79	±0,60
18:0	12,06	±0,99	11,75	±0,64	11,81	±0,22
18:1	16,32	±1,58	14,11	±1,23	17,03	±2,67
18:2n6	12,15	±0,79	12,32	±0,67	11,72	±0,65
18:3n6	1,53	±0,35	1,19	±0,15	1,126	±0,31
18:3n3	ne		0,62	±0,08	0,64	±0,09
18:4n3	1,13	±0,07	1,35	±0,13	1,79	±0,94
20:0	ne		ne		ne	
20:1	ne		ne		ne	
20:2n6	1,395	±0,23	1,26	±0,10	2,02	±0,20
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	1,95	±0,12	2,33	±0,10	2,30	±0,23
20:4n6	4,43	±2,85	0,93	±0,24		
20:3n3	8,84	±1,31	10,06	±0,75	10,16	±1,05
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		ne		ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	ne		ne		ne	
22:4n6	3,98	±0,93	3,67	±0,22	3,51	±0,64
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	8,00	±1,07	8,26	±0,54	8,46	±0,78
22:5n3	2,64	±1,19	1,96	±0,23	2,37	±0,37
22:6n3	7,54	±0,81	8,37	±0,85	7,93	±0,87
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	33,28	±2,51	29,71	±1,38	29,46	±1,88
MUFA	18,92	±1,94	18,32	±1,39	21,93	±2,23
PUFA	47,78	±2,23	51,70	±2,05	48,55	±3,96
n3	16,90	±2,10	22,22	±1,52	21,39	±2,09
n6	29,34	±2,35	28,28	±1,06	26,25	±1,92
n3/ n6	0,60	±0,08	0,78	±0,05	0,81	±0,03
Plasmalogênio	ne		ne		ne	

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE P Composição de ácidos graxos (%) da fração neutra do fígado com os peixes pesando cerca de 100g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	<i>Red</i>	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	1,78	±0,22	2,00	±0,16	2,38	±0,29
14:1	ne		ne		ne	
15:0	ne		ne		ne	
15:1	ne		ne		ne	
16:0	16,61	±1,02	15,64	±0,79	17,39	±0,74
16:1	3,96	±0,31	3,74	±0,22	4,17	±0,28
17:0	ne		ne		ne	
17:1	0,24	±0,02	0,24	±0,02	0,24	±0,02
18:0	10,45	±1,02	11,02	±0,75	10,45	±0,91
18:1	49,08	±1,11	49,33	±1,26	42,66	±2,83
18:2n6	6,28	±1,03	6,23	±1,12	8,46	±2,34
18:3n6	0,47	±0,04	0,47	±0,05	0,59	±0,11
18:3n3	0,40	±0,08	0,47	±0,08	0,69	±0,22
18:4n3	ne		ne		ne	
20:0	5,20	±0,31	5,45	±0,53	4,73	±0,57
20:1	0,85	±0,09	0,79	±0,12	0,91	±0,11
20:2n6	1,12	±0,13	1,06	±0,09	1,07	±0,07
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	0,65	±0,09	0,58	±0,06	0,75	±0,12
20:4n6	0,53	±0,05	0,48	±0,04	1,04	±0,40
20:3n3	ne		ne		ne	
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		ne		ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	0,65	±0,09	0,58	±0,06	0,75	±0,12
22:4n6	0,53	±0,05	0,48	±0,04	1,04	±0,40
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	0,76	±0,13	0,74	±0,17	1,50	±0,58
22:5n3	0,19	±0,03	0,25	±0,05	0,26	±0,03
22:6n3	0,46	±0,08	0,51	±0,08	1,08	±0,40
24:0	Ne		ne		ne	
Saturado	34,06	±1,68	31,12	±0,84	34,96	±1,39
MUFA	54,15	±1,20	54,11	±1,35	47,92	±2,78
PUFA	11,74	±1,64	11,71	±1,47	16,97	±3,03
n3	1,00	±0,20	1,11	±0,18	2,04	±0,45
n6	10,73	±1,46	10,60	±1,29	14,92	±2,64
n3/ n6	0,08	±0,01	0,10	±0,01	0,13	±0,01
Plasmalogênio	ne		ne		ne	

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE Q Composição de ácidos graxos (%) da fração polar do fígado com os peixes pesando cerca de 100g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	<i>Red</i>	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	0,95	±0,11	0,83	±0,03	0,95	±0,06
14:1	ne		ne		ne	
15:0	ne		ne		ne	
15:1	ne		ne		ne	
16:0	11,83	±0,76	11,61	±0,54	12,16	±0,53
16:1	2,27	±0,26	1,79	±0,22	1,87	±0,19
17:0	ne		ne		ne	
17:1	ne		ne		ne	
18:0	14,34	±0,57	13,84	±0,45	14,06	±0,43
18:1	24,63	±1,3	22,23	±1,86	21,08	±2,34
18:2n6	5,27	±0,35	5,19	±0,38	4,42	±0,25
18:3n6	0,53	±0,02	0,46	±0,02	0,42	±0,03
18:3n3	0,26	±0,02	0,20	±0,01	0,22	±0,03
18:4n3	ne		ne		ne	
20:0	2,83	±0,13	3,12	±0,26	2,65	±0,15
20:1	0,56^a	±0,04	0,64	±0,06	0,86^b	±0,04
20:2n6	2,06	±0,06	2,30	±0,13	2,87	±0,26
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	2,46	±0,18	2,69	±0,08	2,69	±0,14
20:4n6	8,24	±0,37	8,45	±0,52	9,15	±0,60
20:3n3	ne		ne		ne	
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		ne		ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	0,50	±0,06	0,56	±0,08	0,84	±0,04
22:4n6	3,03	±0,2	3,18	±0,31	3,36	±0,16
23:0	0,58	±0,15	0,63	±0,11	1,12	±0,18
22:5n6	10,28	±1,06	12,99	±0,91	12,22	±0,75
22:5n3	0,90	±0,09	0,81	±0,07	0,97	±0,09
22:6n3	8,61	±0,42	8,51	±0,68	7,97	±0,39
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	30,36	±0,99	29,94	±0,50	30,95	±0,78
MUFA	27,47	±1,52	24,66	±2,06	23,82	±2,50
PUFA	42,01	±1,85	45,29	±2,22	45,12	±2,05
n3	9,77	±0,50	9,52	±0,75	9,10	±0,47
n6	32,24	±1,71	35,76	±1,55	36,01	±1,60
n3/ n6	0,30	±0,01	0,26	±0,01	0,25	±0,01
Plasmalogênio	ne		ne		ne	

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE R Composição de ácidos graxos (%) da fração neutra do fígado com os peixes pesando cerca de 250g

Ácidos Graxos	Variedades					
	<i>Red</i>	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	1,56	±0,11	1,65	±0,25	1,42	±0,10
14:1	ne		ne		ne	
15:0	ne		ne		ne	
15:1	ne		ne		ne	
16:0	16,45	±1,37	18,34	±2,15	15,38	±0,89
16:1	2,93	±0,19	3,39	±0,38	2,79	±0,24
17:0	ne		ne		ne	
17:1	0,24	±0,02	0,27	±0,02	0,22	±0,02
18:0	13,62	±1,17	12,36	±1,97	13,29	±1,23
18:1	36,85	±2,43	37,97	±4,78	32,80	±2,29
18:2n6	7,15	±0,64	7,96	±1,32	8,99	±2,27
18:3n6	0,48	±0,04	0,56	±0,10	0,57	±0,08
18:3n3	0,64	±0,10	0,96	±0,36	0,94	±0,21
18:4n3	ne		ne		ne	
20:0	3,84	±0,41	3,83	±0,97	3,75	±0,27
20:1	0,54	±0,21	0,65	±0,15	0,64	±0,15
20:2n6	1,59	±0,25	1,15	±0,19	1,87	±0,20
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	1,10	±0,19	0,96	±0,31	1,50	±0,18
20:4n6	4,75	±0,83	3,49	±1,84	6,43	±1,15
20:3n3	ne		ne		ne	
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		ne		ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	0,40	±0,08	0,48	±0,10	0,66	±0,15
22:4n6	1,18	±0,22	0,75	±0,20	1,59	±0,31
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	3,54	±0,91	1,46^a	±0,57	4,09^b	±1,05
22:5n3	0,55	±0,10	0,63	±0,33	0,78	±0,16
22:6n3	3,86^a	±0,94	0,96^b	±0,23	3,36^a	±0,83
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	35,47	±1,83	36,19	±3,75	33,86	±0,64
MUFA	40,57	±2,52	46,88	±2,85	36,40	±2,57
PUFA	23,70	±3,70	18,44	±4,64	29,32	±2,33
n3	4,41	±1,13	2,37	±0,58	4,77	±0,83
n6	19,29	±2,62	16,06	±4,08	24,54	±1,67
n3/ n6	0,20	±0,03	0,15	±0,01	0,19	±0,02
Plasmalogênio	ne		ne		ne	

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE S Composição de ácidos graxos (%) da fração polar do fígado com os peixes pesando cerca de 250g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	Red	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	0,81	±0,06	0,70	±0,11	1,02	±0,11
14:1	ne		ne		ne	
15:0	ne		ne		ne	
15:1	ne		ne		ne	
16:0	15,54	±1,36	15,58	±0,81	18,39	±2,15
16:1	1,63	±0,19	1,89	±0,33	1,99	±0,20
17:0	ne		ne		ne	
17:1	ne		ne		ne	
18:0	11,38	±0,96	12,66	±1,02	9,79	±1,15
18:1	16,33	±1,65	18,52	±3,10	19,14	±1,56
18:2n6	6,23	±0,72	5,21	±0,19	6,27	±0,36
18:3n6	0,54	±0,03	0,45	±0,02	0,59	±0,07
18:3n3	0,30	±0,03	0,50	±0,27	0,35	±0,02
18:4n3	ne		ne		ne	
20:0	1,17	±0,17	1,82	±0,15	1,57	±0,21
20:1	0,37	±0,03	0,49	±0,02	0,45	±0,05
20:2n6	2,12	±0,18	2,05	±0,27	2,32	±0,05
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	2,71	±0,18	2,64	±0,16	3,31	±0,28
20:4n6	8,22	±0,55	8,39	±0,56	7,40	±0,53
20:3n3	ne		ne		ne	
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		ne		ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	0,57	±0,10	0,48	±0,07	0,54	±0,09
22:4n6	3,95	±0,15	3,19	±0,27	3,60	±0,18
23:0	0,35	±0,07	0,41	±0,12	0,47	±0,07
22:5n6	13,17	±0,61	9,94	±1,02	10,37	±0,83
22:5n3	1,62	±9,08	1,72	±0,47	1,56	±0,15
22:6n3	12,77^a	±1,16	9,48	±4,24	2,57^b	±1,05
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	29,15	±0,58	30,65	±1,21	31,25	±1,56
MUFA	18,34	±1,84	20,80	±3,47	21,59	±1,74
PUFA	52,05	±1,83	47,42	±3,47	46,88	±2,23
n3	14,71	±1,26	15,14	±4,93	12,60	±1,20
n6	37,34	±0,95	32,28	±2,13	34,27	±1,21
n3/ n6	0,39	±0,03	0,51	±0,21	0,36	±0,02
Plasmalogênio	0,24	±0,01	ne		ne	

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE T Composição de ácidos graxos (%) da fração neutra do fígado com os peixes pesando cerca de 500g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	<i>Red</i>	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	4,48	±0,77	3,10	±0,46	2,40	±0,41
14:1	0,22	±0,04	0,19	±0,02	ne	
15:0	ne		ne		ne	
15:1	ne		ne		ne	
16:0	28,76	±1,09	25,79	±1,58	23,68	±1,43
16:1	5,88	±0,62	5,34	±0,41	4,41	±0,38
17:0	ne		ne		ne	
17:1	0,34	±0,01	0,42	±0,04	0,26	±0,06
18:0	25,96	±2,34	17,58	±4,40	15,09	±3,67
18:1	22,23	±1,38	31,48	±4,99	30,47	±4,41
18:2n6	7,18^a	±0,89	8,19	±1,12	13,33^b	±1,15
18:3n6	0,42^a	±0,04	0,49^a	±0,04	0,90^b	±0,11
18:3n3	0,63	±0,17	0,71	±0,12	1,20	±0,12
18:4n3	ne		ne		ne	
20:0	1,56	±0,17	1,89	±0,17	2,23	±0,14
20:1	0,15^a	±0,01	0,18	±0,01	0,28^b	±0,02
20:2n6	0,42^a	±0,06	0,62	±0,09	0,88^b	±0,08
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	0,27^a	±0,04	0,49	±0,07	0,68^b	±0,08
20:4n6	0,58	±0,12	1,31	±0,32	1,18	±0,35
20:3n3	ne		ne		ne	
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		ne		ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	0,11^a	±0,01	ne		0,22^b	±0,02
22:4n6	0,24^a	±0,03	0,46	±0,09	0,68^b	±0,11
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	0,33	±0,06	0,77	±0,19	0,85	±0,26
22:5n3	0,19	±0,08	0,23	±0,04	0,29	±0,05
22:6n3	0,29	±0,06	0,78	±0,21	0,72	±0,25
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	60,77	±2,24	48,37	±5,88	43,42	±5,32
MUFA	28,75	±1,77	37,53	±4,95	35,44	±4,82
PUFA	10,40	±1,44	14,04	±1,98	21,10	±2,36
n3	0,94	±0,27	1,68	±0,33	2,34	±0,42
n6	9,45	±1,19	12,35	±1,69	18,75	±1,98
n3/ n6	0,09	±0,01	0,13	±0,01	0,12	±0,01
Plasmalogênio	ne		ne		ne	

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE U Composição de ácidos graxos (%) da fração polar do fígado com os peixes pesando 500g. cerca de

Ácidos Graxos	Variedades					
	Red	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	1,73^a	±0,16	1,10^{ab}	±0,07	0,87^{bc}	±0,07
14:1	ne		ne		ne	
15:0	ne		ne		ne	
15:1	ne		ne		ne	
16:0	16,24	±0,66	16,11	±0,94	14,94	±0,79
16:1	3,55	±0,39	2,65	±0,30	2,51	±0,31
17:0	ne		ne		ne	
17:1	ne		0,28	±0,05	0,25	±0,05
18:0	12,90	±0,78	12,69	±0,55	13,28	±0,64
18:1	21,15	±1,62	17,11	±0,87	16,54	±1,62
18:2n6	9,17	±0,52	7,87	±0,53	8,44	±0,83
18:3n6	0,62	±0,02	0,57	±0,01	0,68	±0,05
18:3n3	0,47	±0,07	0,52	±0,06	0,65	±0,10
18:4n3	ne		ne		ne	
20:0	0,73	±0,01	0,73	±0,02	1,05	±0,17
20:1	ne		ne		ne	
20:2n6	1,24	±0,07	1,32	±0,09	1,42	±0,05
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	2,04	±0,10	2,26	±0,15	2,06	±0,22
20:4n6	9,46	±0,45	9,46	±0,41	10,57	±0,43
20:3n3	ne		ne		ne	
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		0,26	±0,01	0,35	±0,16
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	ne		ne		ne	
22:4n6	3,05	±0,25	3,58	±0,30	3,52	±0,40
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	8,69	±0,84	8,98	±0,50	9,23	±0,49
22:5n3	1,46	±0,07	2,11	±0,22	2,11	±0,19
22:6n3	7,72	±0,66	12,37	±0,90	11,47	±1,54
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	31,36	±0,94	30,65	±0,98	29,98	±0,64
MUFA	24,70	±2,01	19,85	±1,12	19,14	±1,94
PUFA	43,73^a	±1,77	49,21	±1,67	50,56^b	±1,76
n3	9,42	±0,75	15,14	±1,05	14,59	±1,70
n6	34,30	±1,51	34,07	±1,36	35,96	±0,69
n3/ n6	0,27	±0,02	0,44	±0,03	0,40	±0,05
Plasmalogênio	ne		ne		ne	

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).
ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE V Composição de ácidos graxos (%) do plasma com peixes com cerca de 250g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	Red	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	1,49	±0,14	1,07	±0,06	1,26	±0,08
14:1	ne		ne		ne	
15:0	0,24	±0,10	0,18	±0,07	ne	
15:1	ne		ne		ne	
16:0	15,73	±1,70	15,06	±1,09	14,85	±1,17
16:1	2,25	±0,14	1,94	±0,07	2,13	±0,10
17:0	0,68	±0,08	0,90	±0,23	0,67	±0,09
17:1	0,20	±0,01	0,20	±0,02	0,19	±0,01
18:0	8,29^a	±0,31	7,13	±0,26	6,60^b	±0,19
18:1	28,60	±1,43	23,76	±2,75	24,11	±1,40
18:2n6	9,21	±0,57	8,40	±0,62	8,50	±0,33
18:3n6	0,87	±0,06	0,82	±0,02	0,88	±0,04
18:3n3	0,85	±0,30	1,03	±0,77	0,62	±0,15
18:4n3	0,21	±0,02	0,20	±0,06	0,13	±0,02
20:0	2,45	±0,13	2,42	±0,08	2,33	±0,19
20:1	0,68	±0,09	0,80	±0,04	0,83	±0,06
20:2n6	1,85	±0,14	1,77	±0,18	2,18	±0,06
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	1,68^a	±0,14	2,13^b	±0,04	2,42^b	±0,09
20:4n6	4,93	±0,39	5,73	±0,16	6,14	±0,22
20:3n3	0,23	±0,01	0,51	±0,36	0,16	±0,02
20:4n3	0,26	±0,08	0,32	±0,04	0,33	±0,05
20:5n3	0,35	±0,08	0,53	±0,26	0,36	±0,06
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	1,14	±0,46	0,81	±0,07	1,22	±0,18
22:4n6	3,91	±0,66	4,60	±0,38	4,96	±0,21
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	5,63	±1,05	6,88	±0,46	7,55	±0,24
22:5n3	2,80	±1,22	2,90	±0,72	2,36	±0,23
22:6n3	5,88	±0,91	7,96	±0,62	8,90	±0,59
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	28,78	±1,09	26,29	±0,74	25,73	±0,51
MUFA	31,72	±1,51	26,55	±2,91	27,27	±1,43
PUFA	37,19^a	±1,87	42,89	±1,29	46,51^b	±1,59
n3	7,93	±0,83	11,83	±0,75	12,61	±0,90
n6	29,25	±1,65	31,05	±0,93	33,89	±0,91
n3/ n6	0,27	±0,03	0,38	±0,02	0,37	±0,02
Plasmalogênio	0,45	±0,10	0,59	±0,18	0,36	±0,03

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE X Composição de ácidos graxos do plasma com os peixes com cerca de 500g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	Red	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	2,66	±0,49	1,78	±0,17	1,81	±0,26
14:1	ne		ne		ne	
15:0	0,16	±0,02	0,15	±0,02	0,16	±0,02
15:1	ne		ne		ne	
16:0	21,00	±1,36	17,77	±0,92	18,38	±0,86
16:1	3,11	±0,27	2,57	±0,15	2,75	±0,22
17:0	0,75	±0,10	0,72	±0,16	0,84	±0,18
17:1	0,28	±0,01	0,32	±0,04	0,25	±0,02
18:0	8,24	±0,55	6,97	±0,33	6,89	±0,37
18:1	25,66	±1,50	22,40	±1,02	22,09	±1,10
18:2n6	11,07	±0,88	9,65	±0,32	10,87	±0,71
18:3n6	0,79	±0,06	0,77	±0,32	1,11	±0,27
18:3n3	1,07	±0,21	1,19	±0,20	1,05	±0,13
18:4n3	0,17	±0,02	0,18	±0,02	0,38	±0,20
20:0	1,61	±0,10	1,74	±0,16	1,55	±0,36
20:1	0,20	±0,02	0,26	±0,06	0,48	±0,18
20:2n6	1,11	±0,07	1,41	±0,07	1,33	±0,20
21:0	0,86	±0,29	0,45	±0,03	0,65	±0,24
20:3n6	2,68	±0,72	1,85	±0,12	2,91	±1,00
20:4n6	5,23	±0,48	6,29	±0,41	5,95	±0,23
20:3n3	0,29	±0,06	0,30	±0,03	0,36	±0,07
20:4n3	0,43	±0,07	0,47	±0,04	0,39	±0,07
20:5n3	0,31	±0,07	0,53	±0,08	0,39	±0,05
22:0	ne		0,29	±0,01	0,37	±0,06
22:2n6	0,54	±0,17	0,67	±0,21	0,57	±0,15
22:4n6	3,12	±0,44	4,66	±0,27	4,42	±0,37
23:0	ne		Ne		ne	
22:5n6	4,02	±0,04	5,47	±0,32	5,05	±0,48
22:5n3	1,74	±0,38	2,27	±0,20	2,05	±0,23
22:6n3	5,84	±0,09	8,00	±0,69	6,26	±0,27
24:0	ne		Ne		ne	
Saturado	38,76	±5,49	34,42	±2,90	31,18	±1,47
MUFA	25,58	±2,28	25,31	±1,17	25,60	±0,99
PUFA	34,81	±3,86	43,67	±1,51	40,41	±1,49
n3	9,80	±1,70	12,86	±1,14	9,35	±1,30
n6	25,01	±3,01	30,81	±1,12	31,06	±0,86
n3/ n6	0,40	±0,06	0,42	±0,04	0,30	±0,04
Plasmalogênio	0,49	±0,04	0,64	±0,22	0,48	±0,05

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE Z Composição de ácidos graxos (%) do tecido adiposo com os peixes pesando cerca de 100g

Ácidos Graxos	Variedades					
	Red	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	2,03	±0,09	1,78	±0,14	2,06	±0,18
14:1	0,11	±0,01	0,11	±0,01	0,12	±0,01
15:0	0,17	±0,01	0,19	±0,01	0,17	±0,01
15:1	ne		ne		ne	
16:0	18,40	±0,50	17,68	±0,96	17,65	±0,56
16:1	4,05	±0,17	4,08	±0,31	4,23	±0,25
17:0	0,30	±0,01	0,38	±0,02	0,30	±0,01
17:1	0,28	±0,01	0,38	±0,02	0,29	±0,01
18:0	44,33	±0,70	36,12	±7,19	43,43	±0,55
18:1	18,90	±0,30	25,03	±5,46	18,92	±0,43
18:2n6	ne		ne		ne	
18:3n6	0,63^a	±0,10	1,14^b	±0,15	0,89	±0,04
18:3n3	1,73	±0,11	1,94	±0,36	1,71	±0,05
18:4n3	0,20^a	±0,02	0,36^b	±0,04	0,25^a	±0,01
20:0	2,65	±0,09	3,20	±0,21	3,04	±0,13
20:1	0,38^a	±0,06	0,49	±0,12	0,57^b	±0,11
20:2n6	1,14	±0,04	1,26	±0,05	1,14	±0,03
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	0,65	±0,06	0,79	±0,08	0,72	±0,06
20:4n6	0,62	±0,02	0,70	±0,02	0,63	±0,02
20:3n3	0,24	±0,01	0,31	±0,02	0,23	±0,01
20:4n3	0,12^a	±0,01	0,19^b	±0,02	0,14	±0,01
20:5n3	0,16	±0,01	0,18	±0,01	0,15	±0,01
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	0,30^a	±0,03	0,43	±0,05	0,55^b	±0,05
22:4n6	0,54	±0,03	0,66	±0,03	0,64	±0,04
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	0,58^a	±0,04	0,79^b	±0,06	0,75	±0,04
22:5n3	0,34	±0,03	0,47	±0,03	0,38	±0,08
22:6n3	0,77^a	±0,03	1,08^b	±0,07	0,77^a	±0,06
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	67,88^a	±0,46	59,37^b	±6,12	66,67	±0,36
MUFA	23,72	±0,32	30,05	±5,78	24,15	±0,35
PUFA	8,05^a	±0,20	10,31^b	±0,58	8,99	±0,32
n3	3,42	±0,30	4,31	±1,26	3,51	±0,43
n6	4,49^a	±0,55	5,81^b	±0,69	5,33	±0,48
n3/ n6	0,77	±0,06	0,75	±0,08	0,66	±0,03
Plasmalogênio	0,21	±0,01	0,24	±0,02	0,18	±0,01

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades (p<0,05).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

APÊNDICE AA Composição de ácidos graxos (%) do tecido adiposo com os peixes pesando cerca de 250g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	Red	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	2,34^b	±0,13	1,73^a	±0,07	1,92	±0,07
14:1	0,13	±0,01	0,10	±0,01	0,13	±0,01
15:0	0,16	±0,01	ne		ne	
15:1	ne		ne		ne	
16:0	19,40	±0,50	18,29	±0,24	19,30	±0,32
16:1	3,67	±0,13	3,96	±0,14	4,26b	±0,16
17:0	0,34	±0,02	0,39	±0,02	0,35	±0,02
17:1	0,32	±0,01	0,34	±0,02	0,31	±0,01
18:0	44,61	±0,40	43,54	±1,21	44,28	±0,65
18:1	17,37	±0,30	25,40	±4,19	17,44	±0,30
18:2n6	ne		16,40	±0,02	ne	
18:3n6	0,87	±0,03	1,04	±0,03	0,94	±0,07
18:3n3	1,68	±0,09	1,88	±0,15	1,58	±0,11
18:4n3	0,23	±0,07	0,29	±0,04	0,24	±0,08
20:0	2,61	±0,11	2,78	±0,16	2,82	±0,16
20:1	0,40	±0,01	0,43	±0,02	0,51	±0,02
20:2n6	1,17	±0,05	1,13	±0,02	1,04	±0,03
21:0	ne		ne		ne	
20:3n6	0,66	±0,01	0,73	±0,02	0,72	±0,01
20:4n6	0,68	±0,02	0,73	±0,03	0,63	±0,02
20:3n3	0,24	±0,02	0,26	±0,01	0,22	±0,01
20:4n3	0,24	±0,02	0,26	±0,01	0,22	±0,01
20:5n3	0,14	±0,01	0,15	±0,01	0,11	±0,01
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	0,36	±0,03	0,37	±0,02	0,41	±0,02
22:4n6	0,57	±0,02	0,62	±0,03	0,56	±0,02
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	0,69	±0,04	0,71	±0,06	0,57	±0,03
22:5n3	0,34	±0,07	0,39	±0,06	0,31	±0,05
22:6n3	0,69	±0,07	0,79	±0,06	0,55	±0,05
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	24,83	±0,26	28,35	±5,48	25,18	±0,31
MUFA	65,90	±0,41	57,28	±7,16	65,26	±0,53
PUFA	8,89	±0,38	9,95	±0,27	8,88	±0,34
n3	3,71	±0,16	3,89	±0,19	4,37	±0,13
n6	5,18	±0,24	5,76	±0,25	4,99	±0,22
n3/ n6	0,71	±0,02	0,73	±0,04	0,78	±0,04
Plasmalogênio	0,36	±0,02	0,44	±0,03	0,48	±0,01

Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

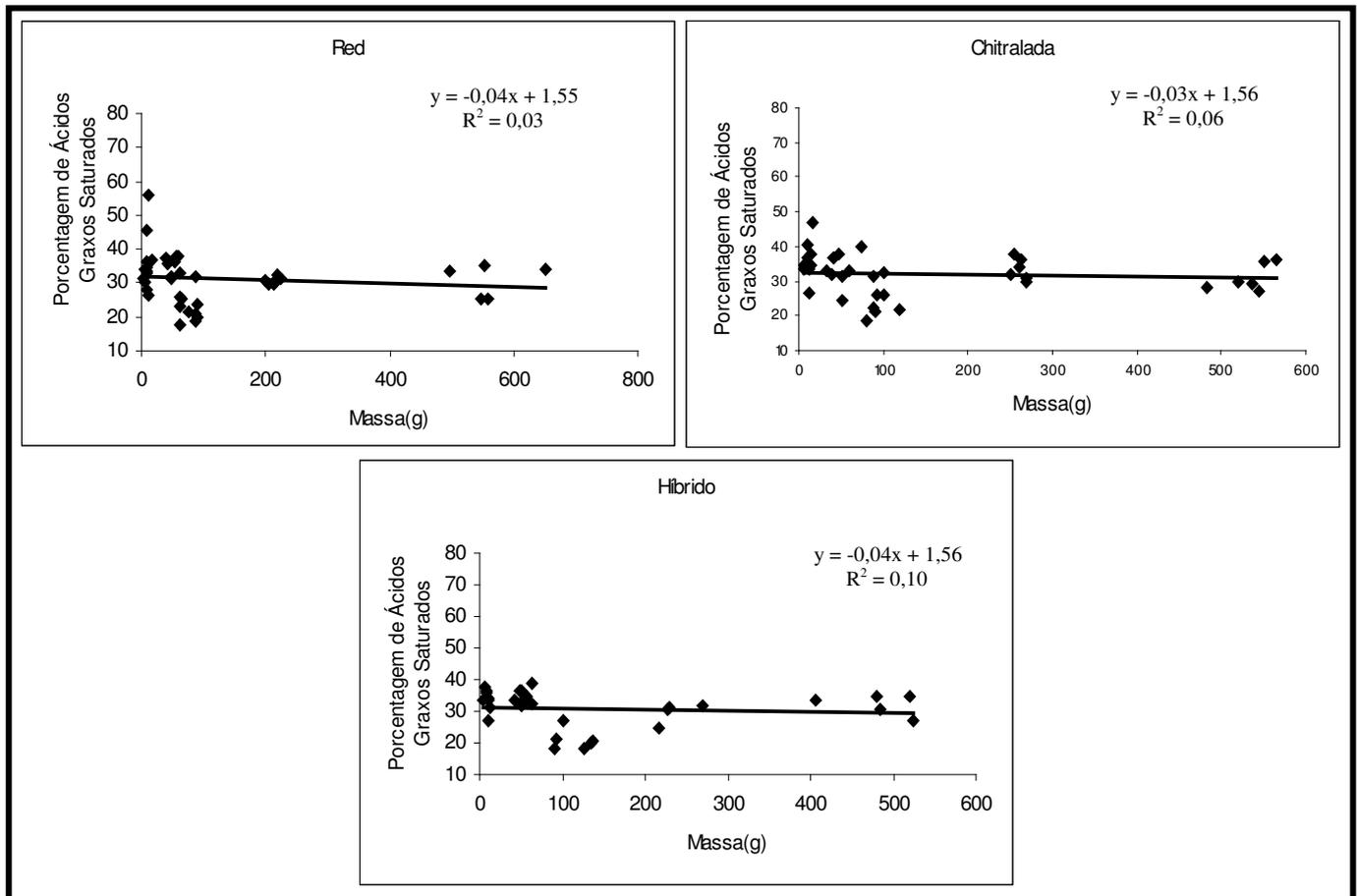
APÊNDICE AB Composição de ácidos graxos (%) do tecido adiposo com os peixes pesando cerca de 500g.

Ácidos Graxos	Variedades					
	<i>Red</i>	EP	Híbrido	EP	Chit	EP
14:0	2,14	±0,14	1,98	±0,11	2,00	±0,14
14:1	0,11	±0,01	ne		0,13	±0,01
15:0	0,15	±0,01	0,17	±0,01	0,17	±0,01
15:1	ne		ne		ne	
16:0	20,70	±0,34	20,69	±0,38	21,04	±0,48
16:1	3,86	±0,11	4,37	±0,16	4,52	±0,25
17:0	0,33	±0,02	0,35	±0,01	0,36	±0,03
17:1	0,30	±0,06	0,34	±0,04	0,32	±0,05
18:0	26,56	±0,48	17,33	±0,49	15,42	±2,14
18:1	45,14^a	±0,45	43,83^a	±0,58	32,33^b	±2,53
18:2n6	ne		ne		17,93	±0,60
18:3n6	0,88^a	±0,04	0,95	±0,02	1,13^b	±0,03
18:3n3	1,52	±0,19	1,60	±0,09	1,65	±0,14
18:4n3	0,19	±0,02	0,21	±0,01	0,22	±0,01
20:0	2,25	±0,06	2,21	±0,05	2,41	±0,10
20:1	0,30	±0,01	0,26^a	±0,01	0,35^b	±0,01
20:2n6	1,12	±0,10	1,04	±0,09	1,12	±0,24
21:0	ne		0,12	±0,01	0,14	±0,02
20:3n6	0,71	±0,04	0,73	±0,02	0,76	±0,05
20:4n6	0,76	±0,02	0,77^a	±0,02	0,83^b	±0,05
20:3n3	0,23	±0,03	0,25	±0,01	0,26	±0,03
20:4n3	ne		ne		ne	
20:5n3	ne		ne		ne	
22:0	ne		ne		ne	
22:2n6	0,23^a	±0,01	0,23	±0,01	0,34^b	±0,03
22:4n6	0,66	±0,05	0,68	±0,03	0,72	±0,08
23:0	ne		ne		ne	
22:5n6	0,67	±0,04	0,62	±0,02	0,64	±0,08
22:5n3	0,31	±0,04	0,30	±0,01	0,31	±0,04
22:6n3	0,49	±0,05	0,45	±0,02	0,45	±0,07
24:0	ne		ne		ne	
Saturado	23,90	±0,55	24,98	±0,33	34,84	±2,40
MUFA	67,58^a	±0,66	66,18^a	±0,57	55,81^b	±2,23
PUFA	8,05	±0,42	8,33	±0,24	8,79	±0,55
n3	2,94	±0,11	3,08	±0,08	3,19	±0,19
n6	5,10	±0,32	5,25	±0,16	5,60*	±0,36
n3/ n6	0,58	±0,02	0,58	±0,01	0,57	±0,01
Plasmalogênio	0,38	±0,03	0,49	±0,02	0,49	±0,05

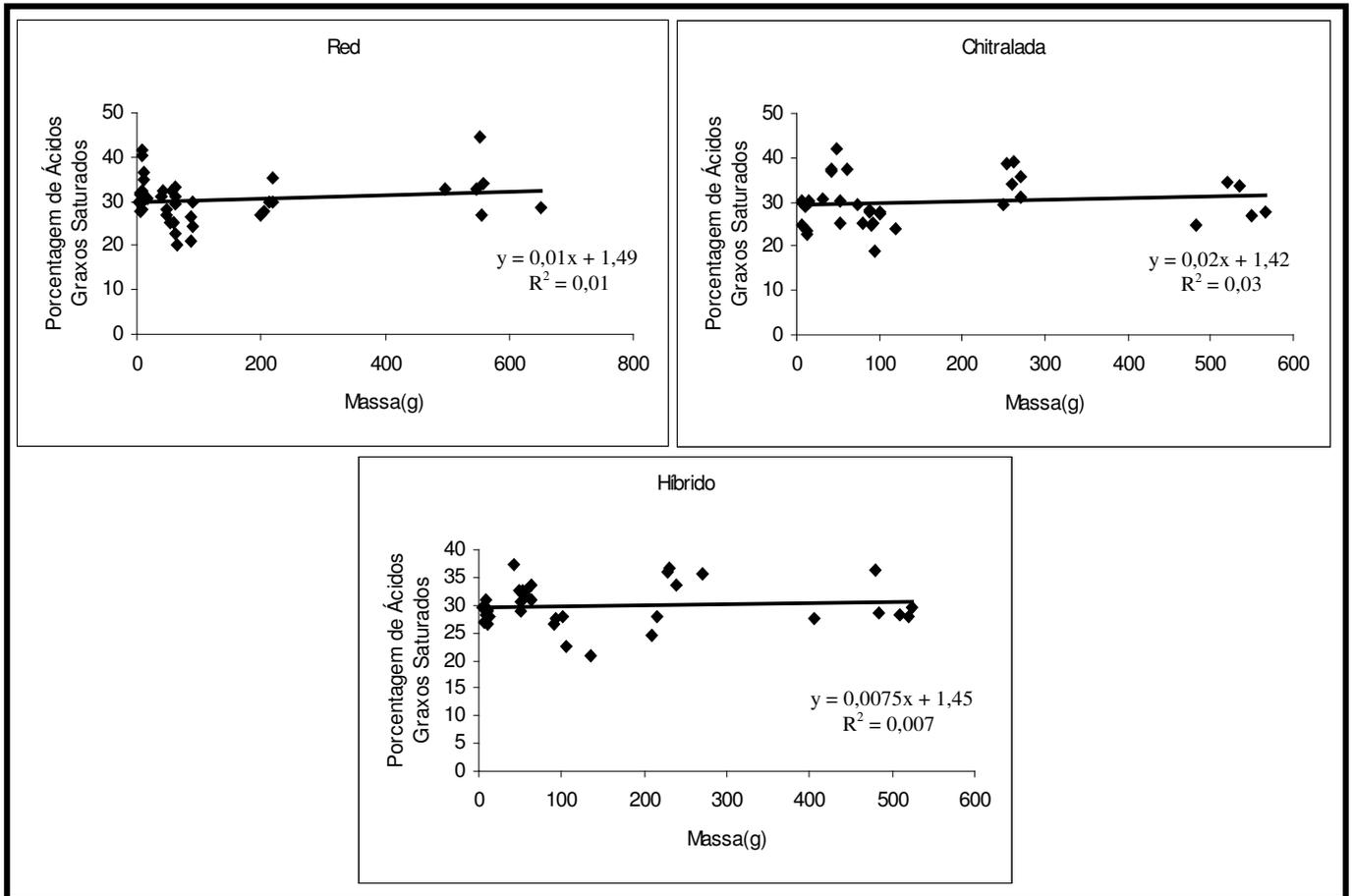
Letras diferentes têm diferença estatística significativa entre as variedades ($p < 0,05$).

ne: ácido graxo não encontrado ou valor menor que 0,01%.

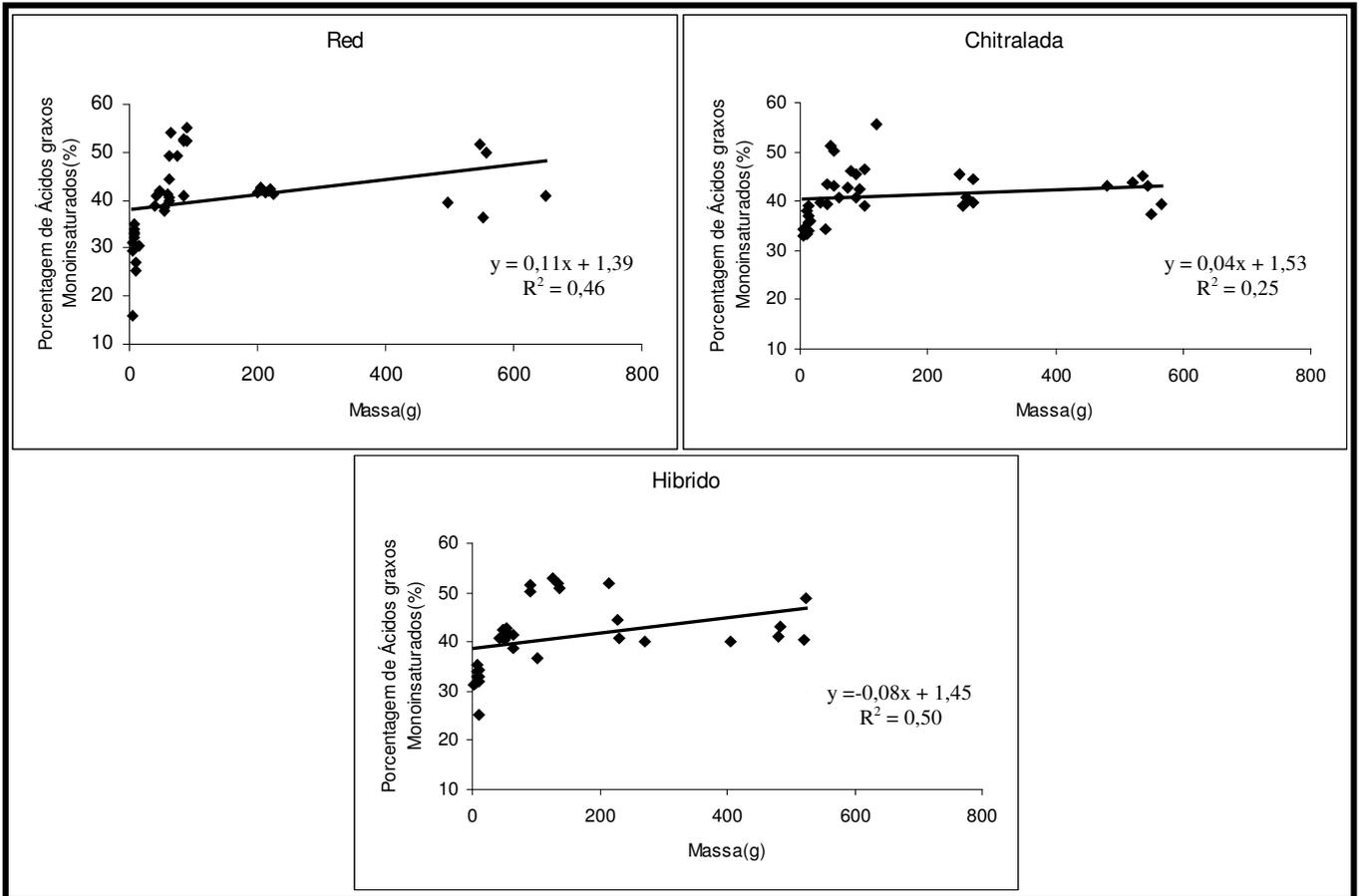
APÊNDICE AC Gráfico de Correlação entre a porcentagem (%) de ácidos graxos saturados, na fração neutra dos lipídeos musculares e a massa corpórea.



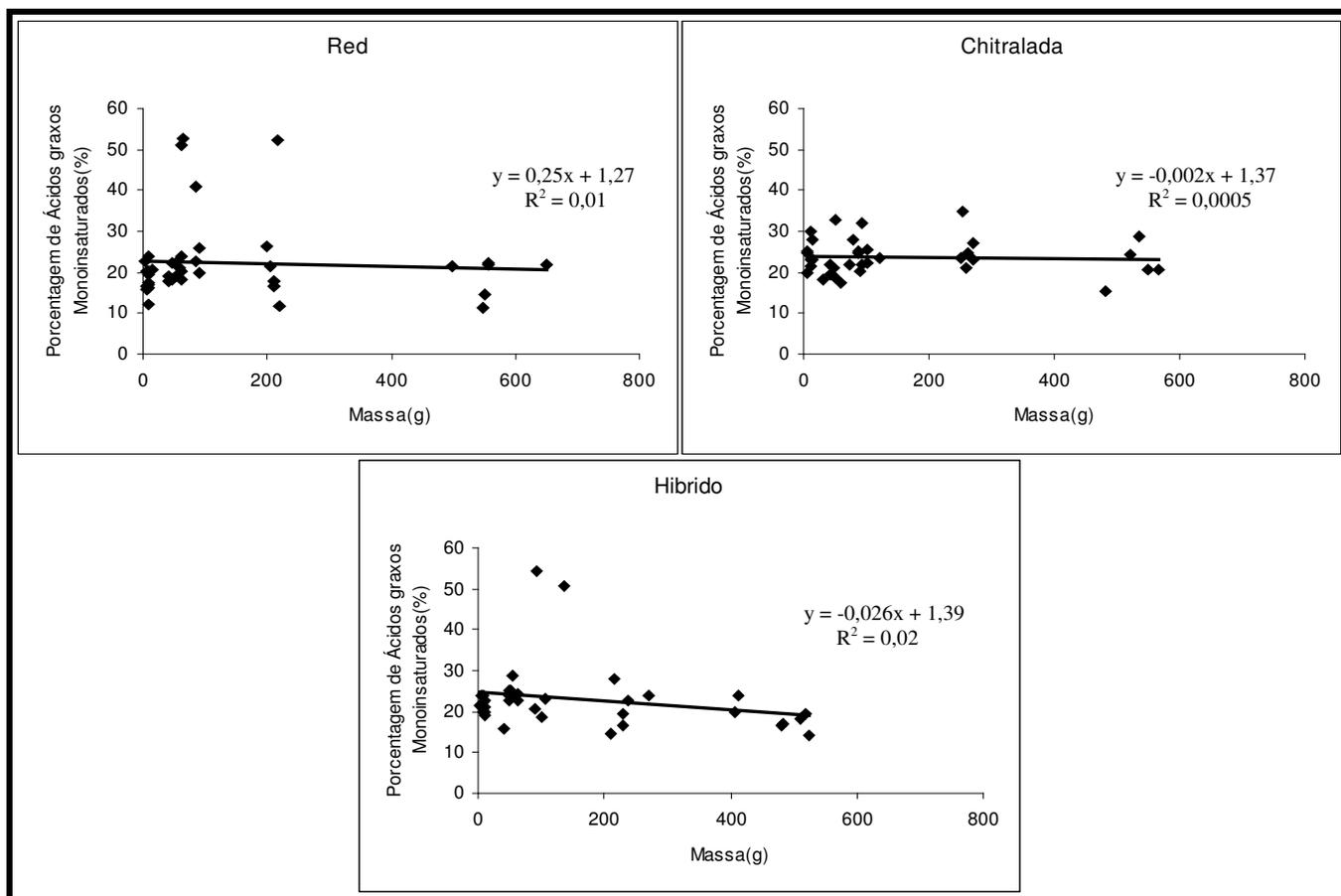
APÊNDICE AD Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de ácidos graxos saturados, na fração polar dos lipídeos musculares e a massa corpórea



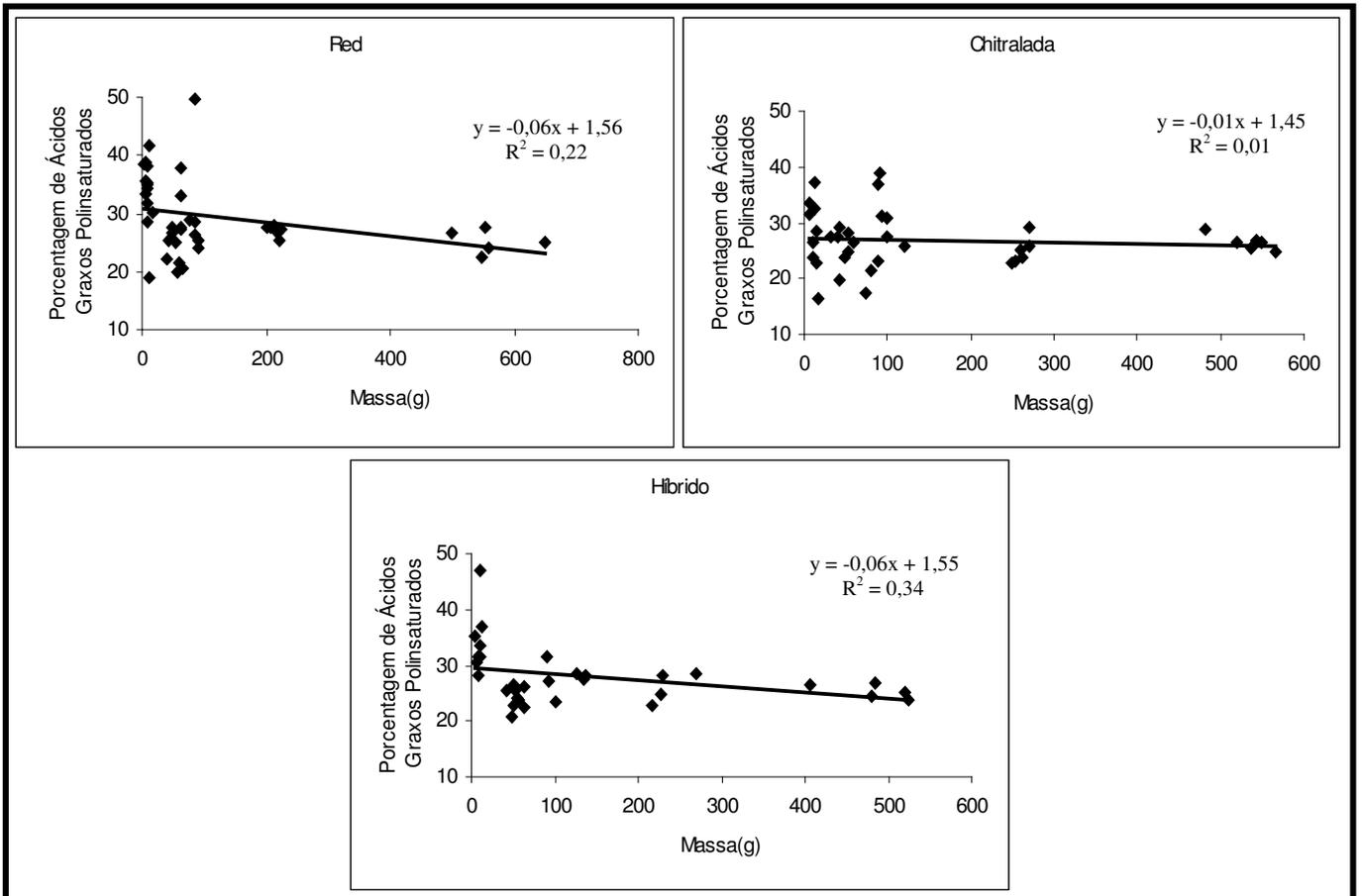
APÊNDICE AE Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de ácidos graxos monoinsaturados, na fração neutra dos lipídeos musculares e a massa corpórea.



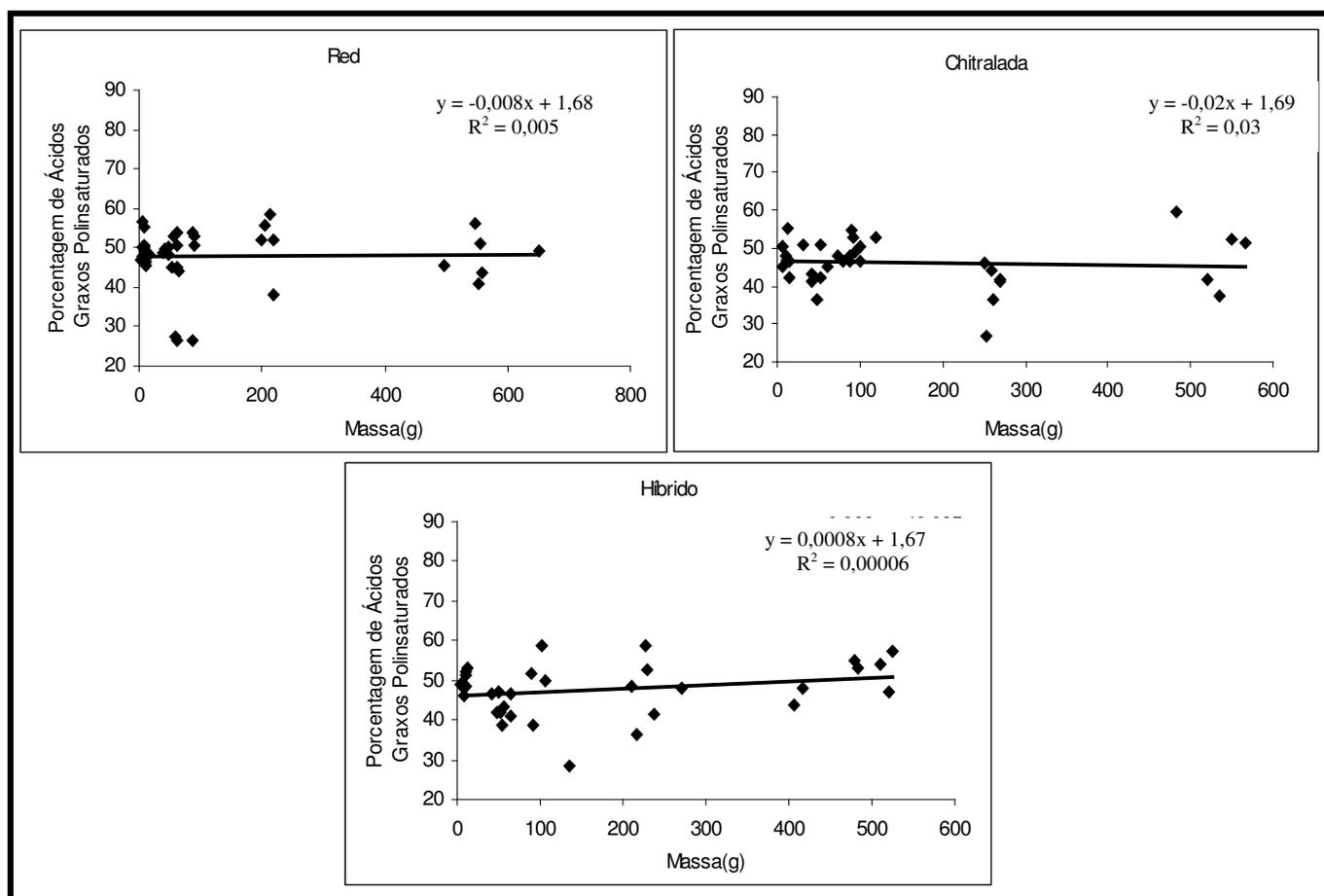
APÊNDICE AF Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de ácidos graxos monoinsaturados, na fração polar dos lipídeos musculares e a massa corpórea



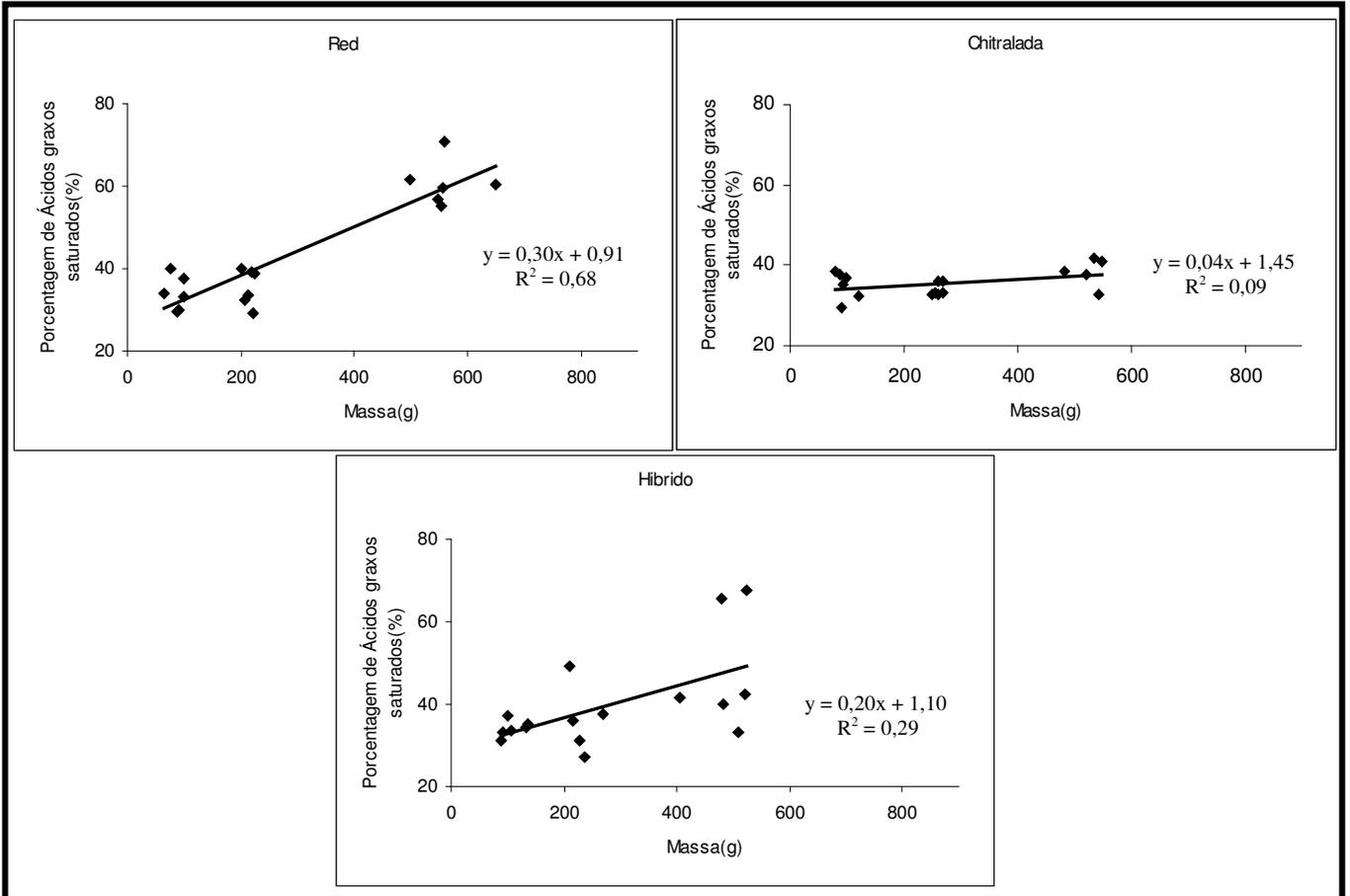
APÊNDICE AG Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de ácidos graxos poliinsaturados, na fração neutra dos lipídeos musculares e a massa corpórea



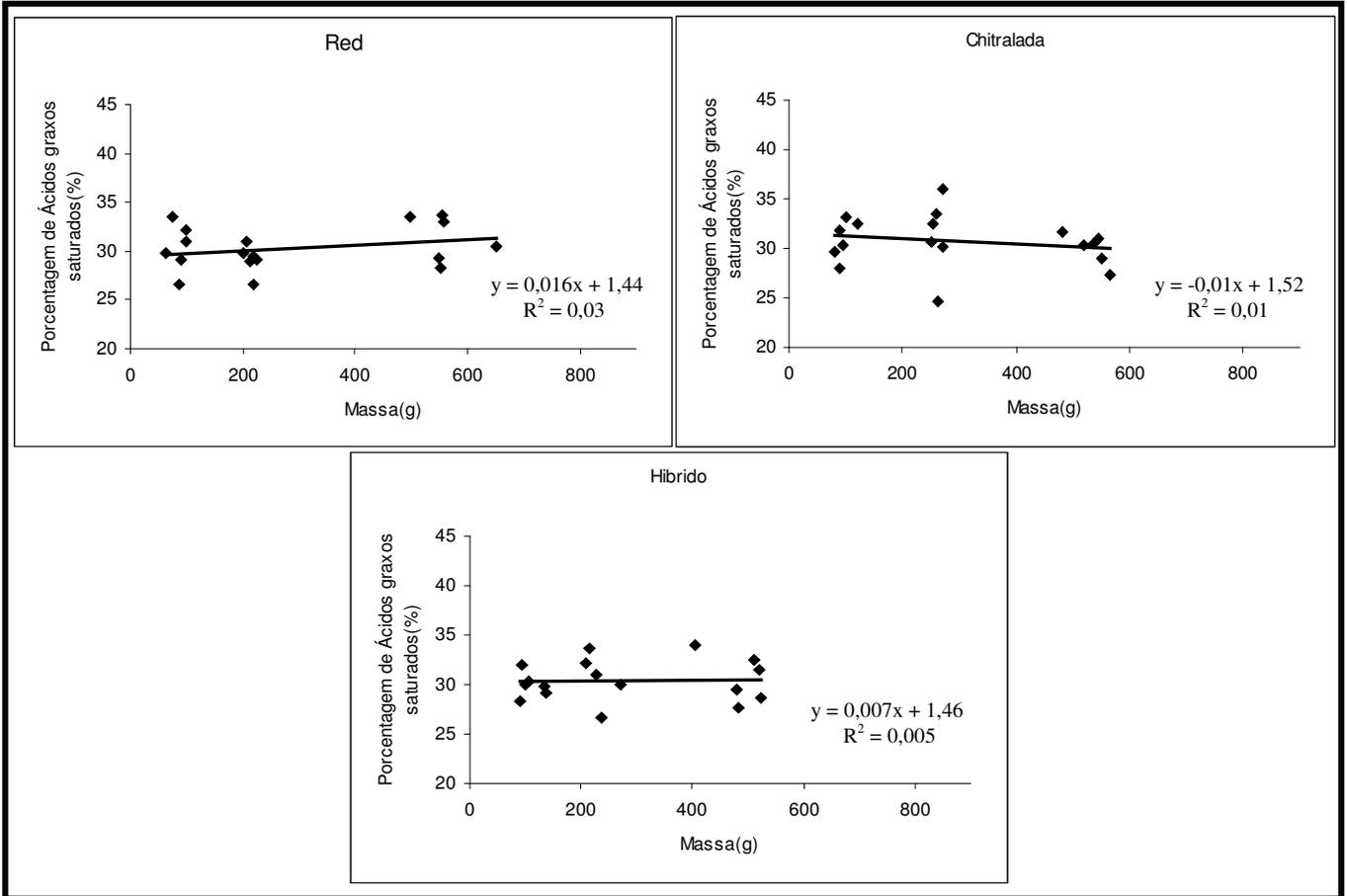
APÊNDICE AH Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de ácidos graxos poliinsaturados, na fração polar dos lipídeos musculares e a massa corpórea



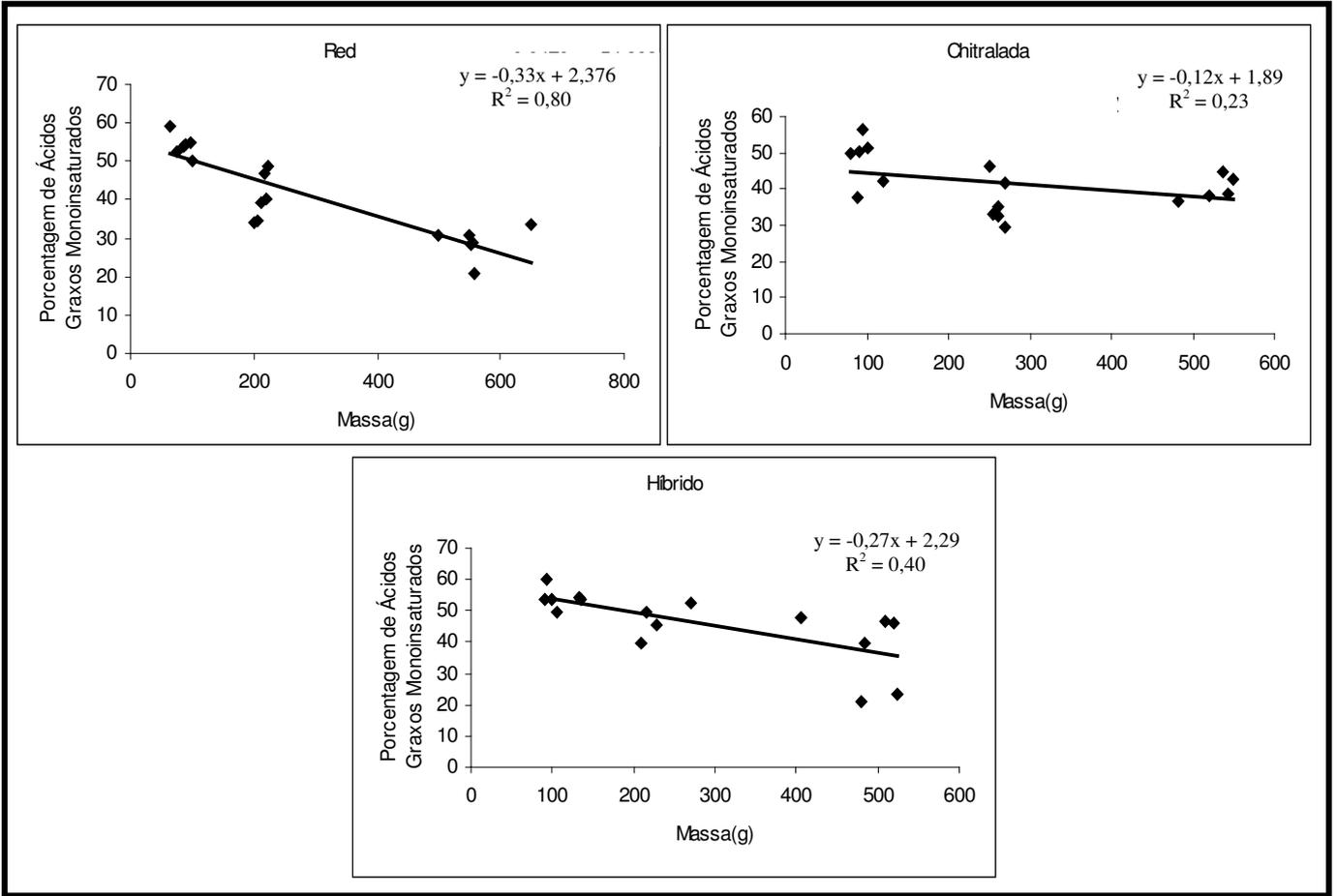
APÊNDICE AI Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de Ácidos Graxos Saturados, da fração neutra dos lipídeos hepáticos e a massa corpórea.



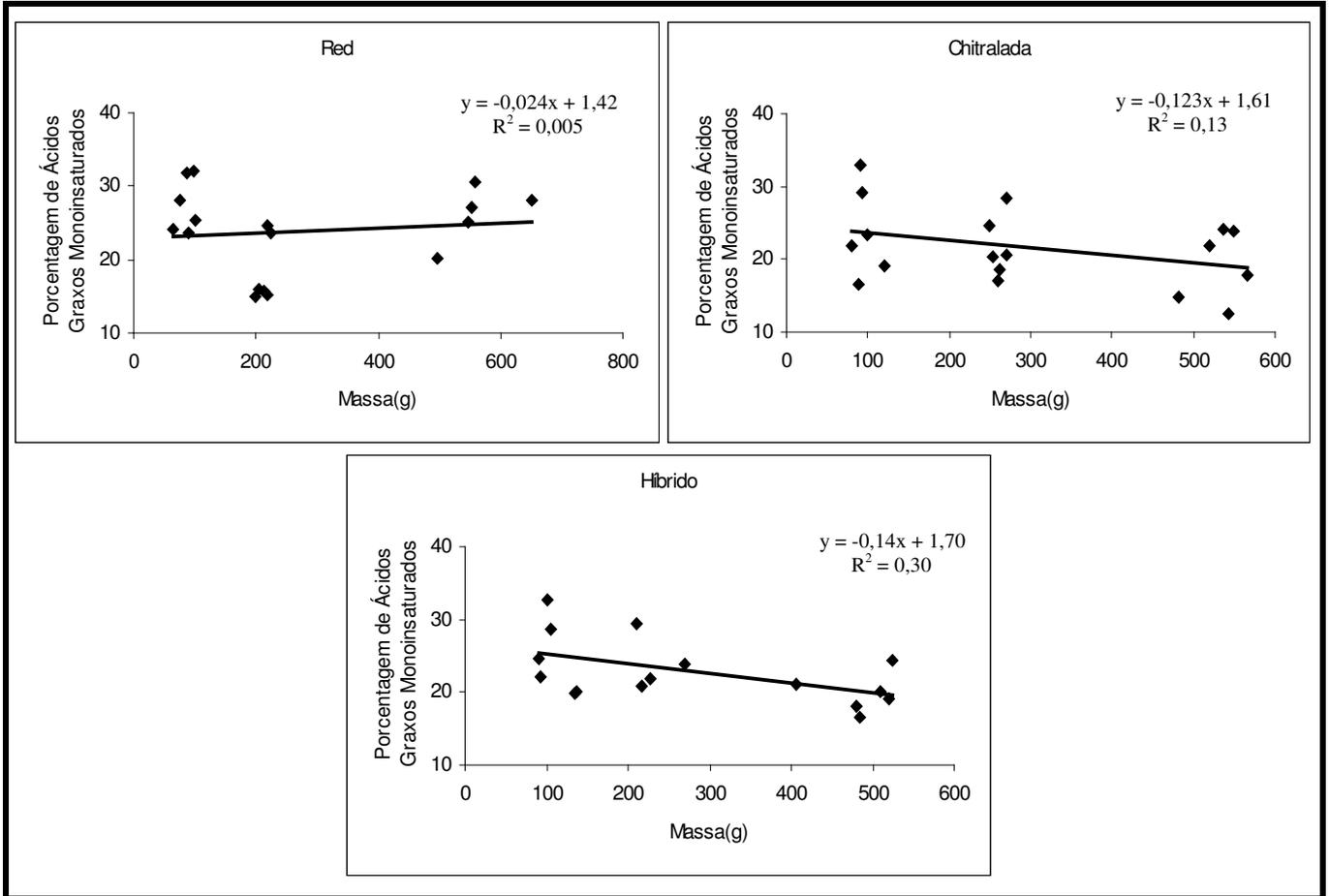
APÊNDICE AJ Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de Ácidos Graxos Saturados, da fração polar dos lipídeos hepáticos e massa corpórea



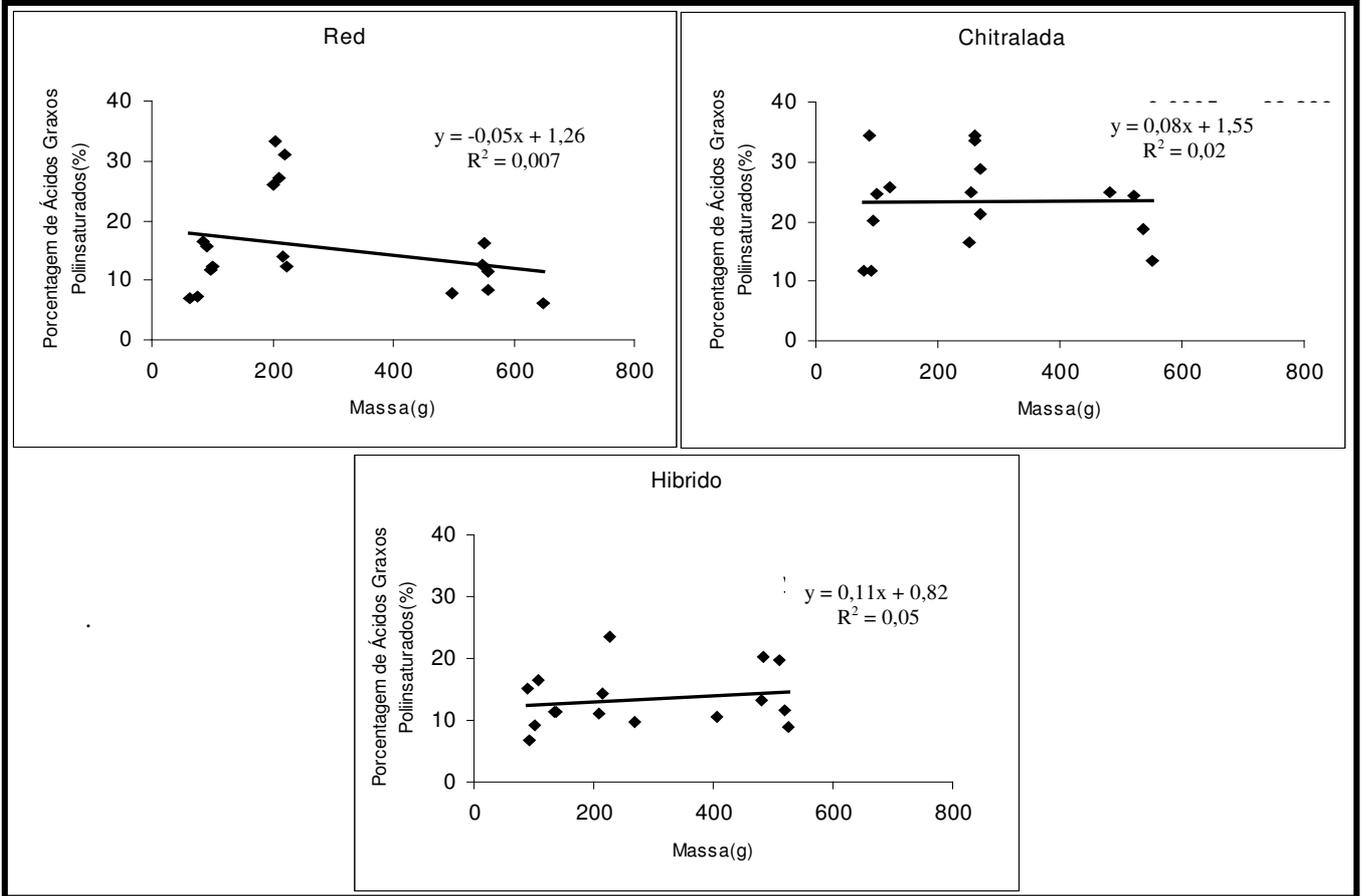
APÊNDICE AK Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de Ácidos Graxos Monoinsaturados, da fração neutra dos lipídeos hepáticos e massa corpórea.



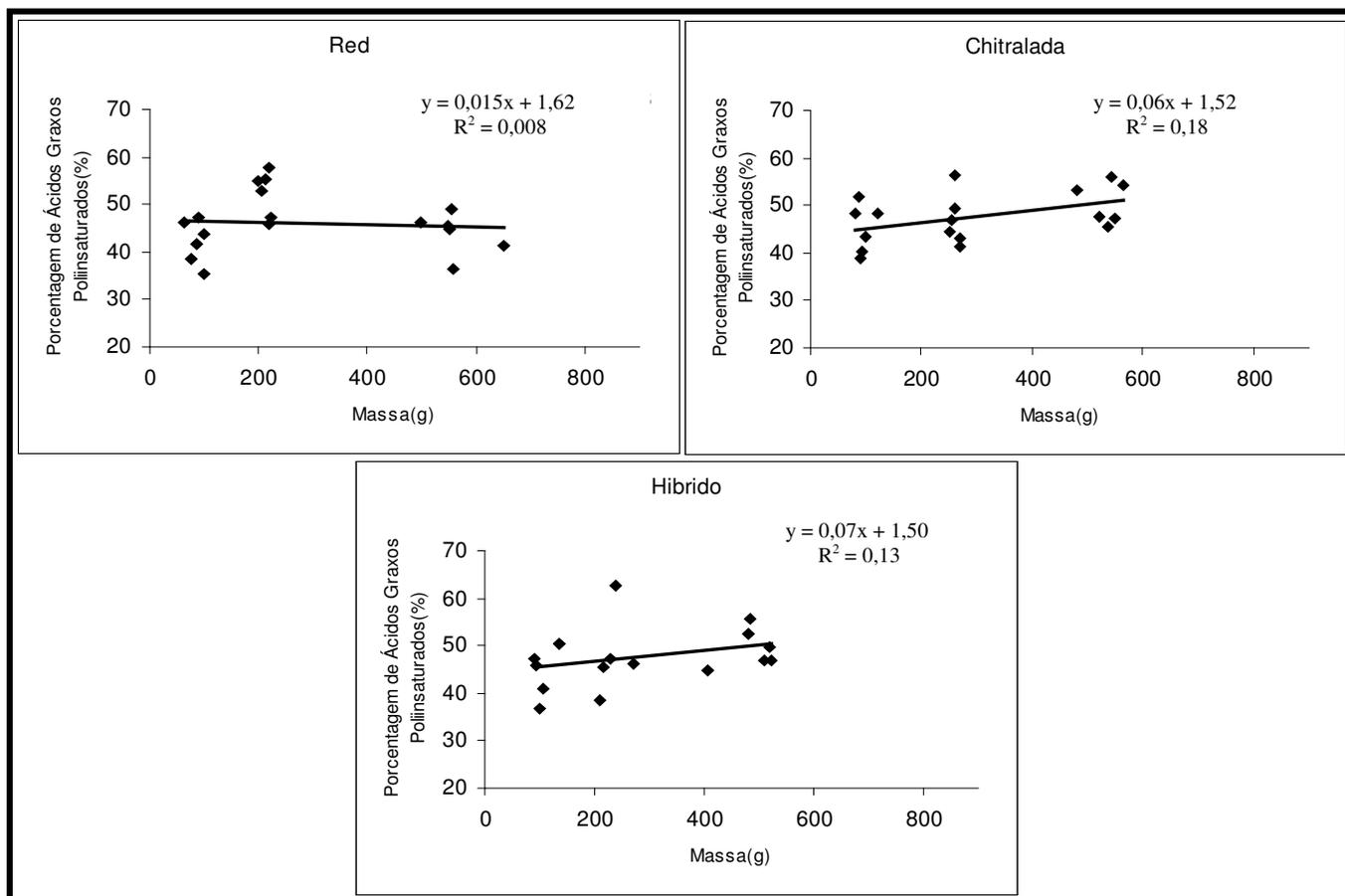
APÊNDICE AL Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de Ácidos Graxos Monoinsaturados da fração polar dos lipídeos hepáticos e massa corpórea



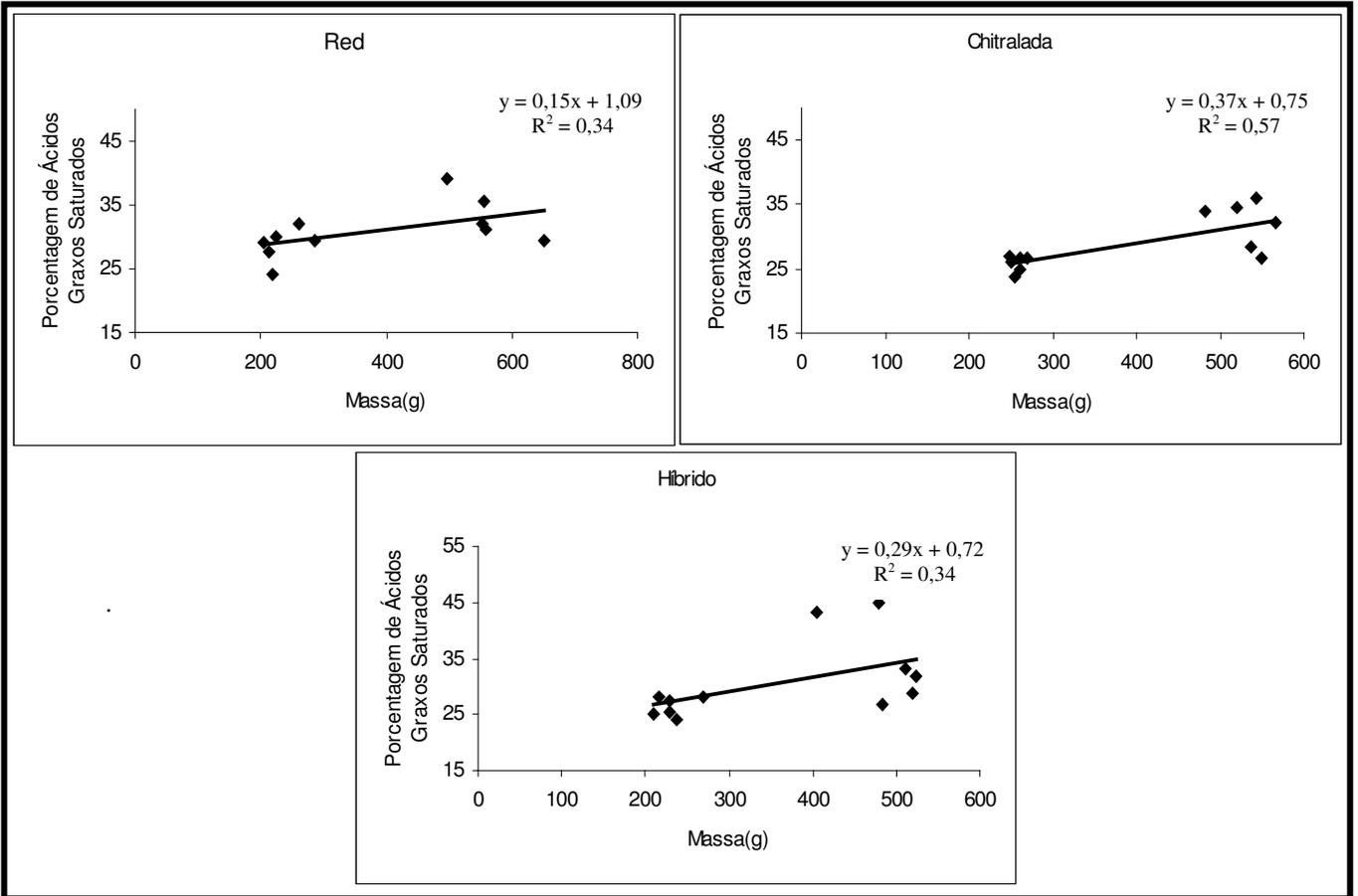
APÊNDICE AM Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de Ácidos Graxos Polinsaturados da fração neutra dos lipídeos hepáticos e massa corpórea.



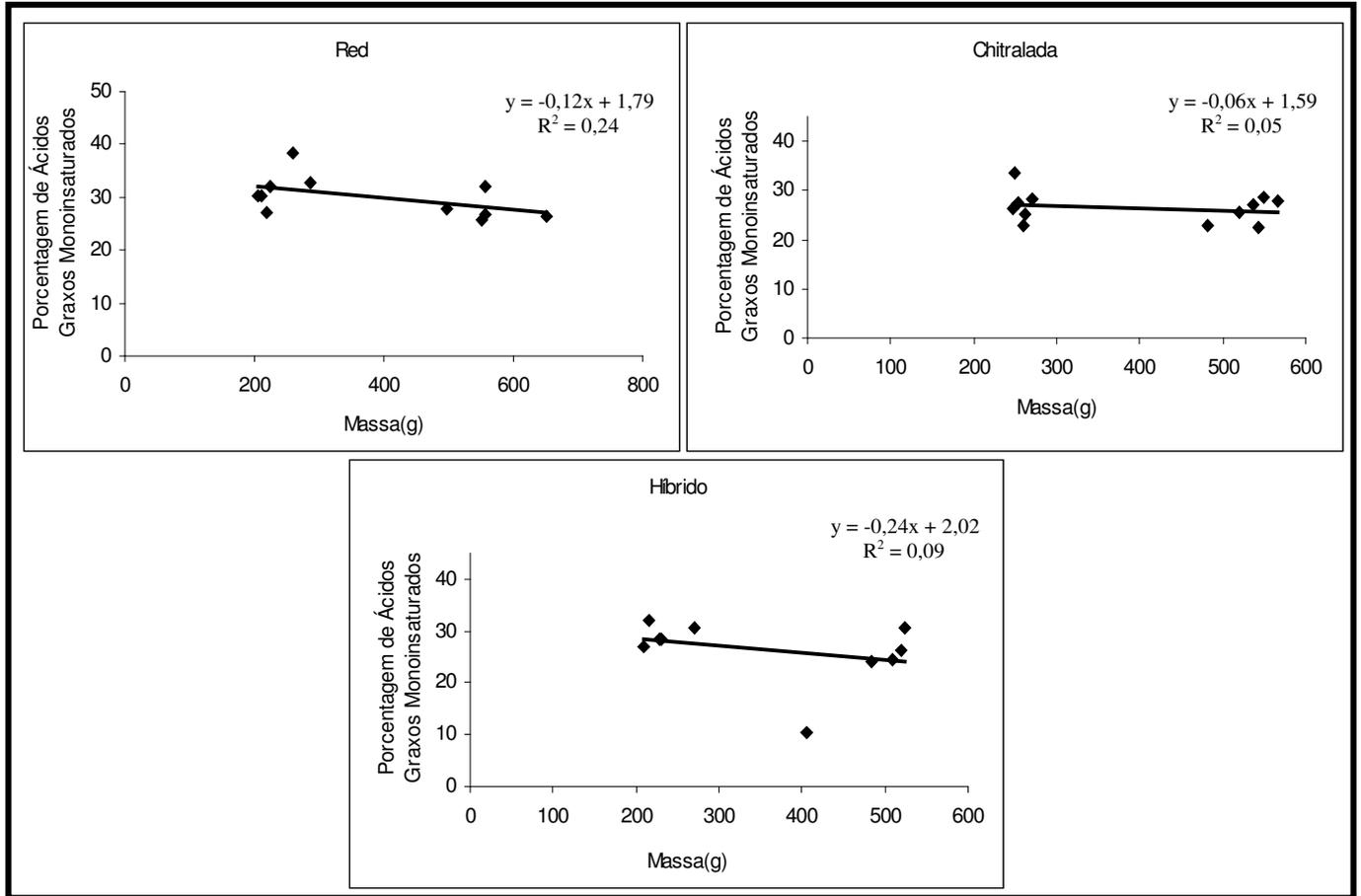
APÊNDICE AN Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de Ácidos Graxos Poliinsaturados da fração polar dos lipídeos hepáticos e massa corpórea



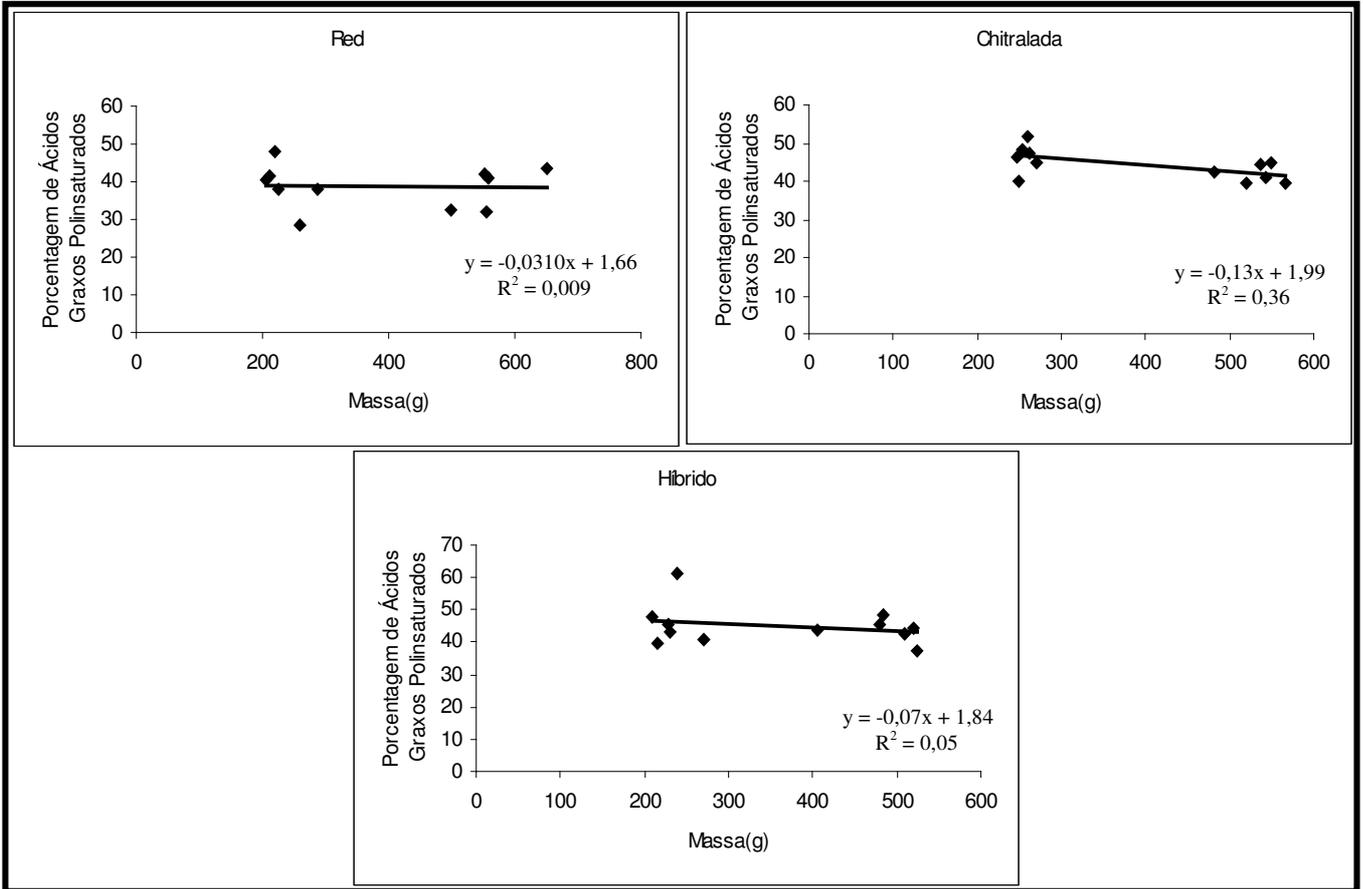
APÊNDICE AO Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de Ácidos Graxos saturados no plasma e massa corpórea.



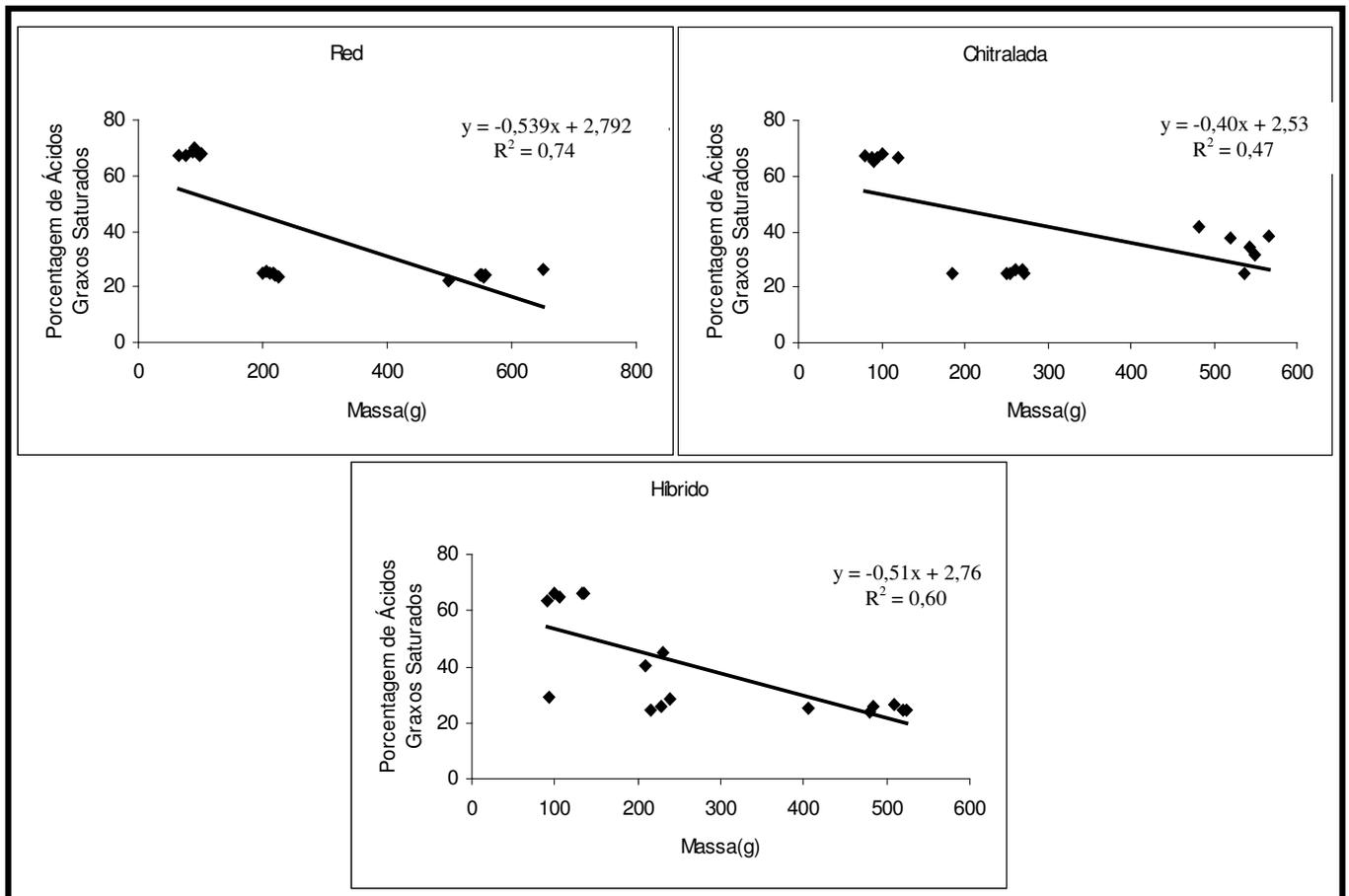
APÊNDICE AP Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de Ácidos Graxos monoinsaturados no plasma e massa corpórea.



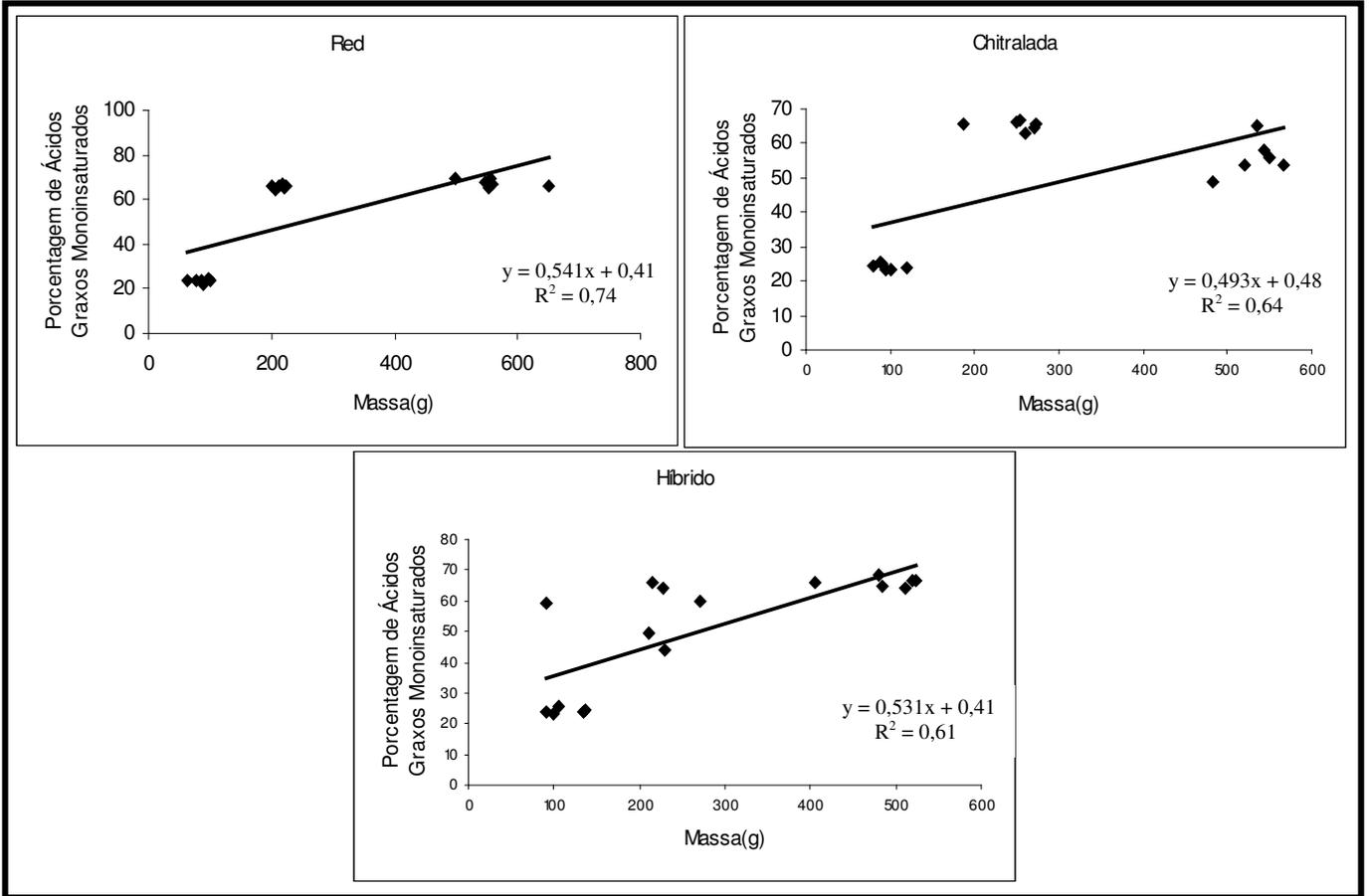
APÊNDICE AQ Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de Ácidos Graxos poliinsaturados no plasma e massa corpórea.



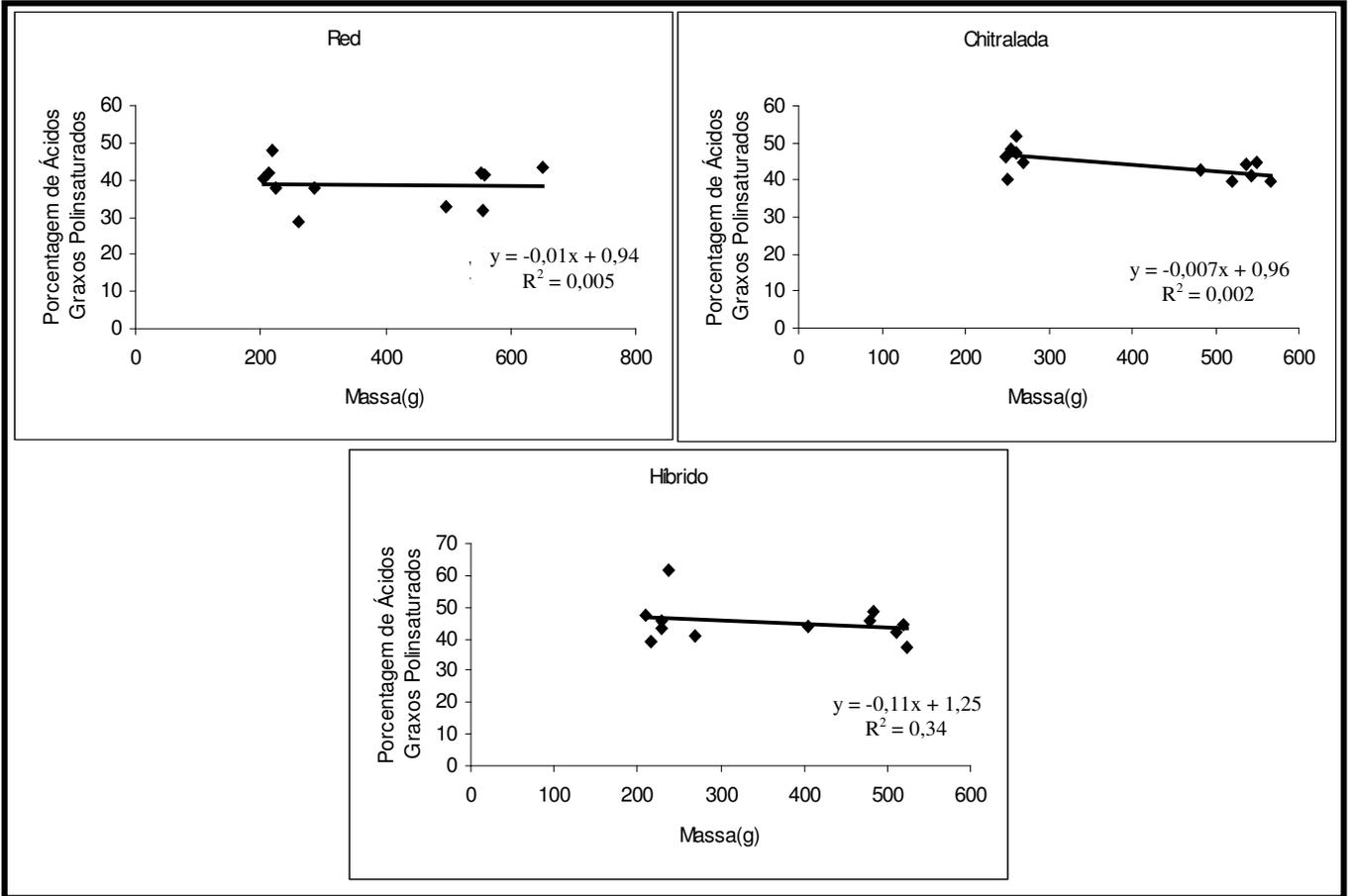
APÊNDICE AR Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de Ácidos Graxos saturados no tecido adiposo e massa corpórea.



APÊNDICE AS Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de Ácidos Graxos monoinsaturados no tecido adiposo e massa corpórea.



APÊNDICE AT Gráfico de correlação entre a porcentagem (%) de Ácidos Graxos poliinsaturados no tecido adiposo e massa corpórea.



Livros Grátis

(<http://www.livrosgratis.com.br>)

Milhares de Livros para Download:

[Baixar livros de Administração](#)

[Baixar livros de Agronomia](#)

[Baixar livros de Arquitetura](#)

[Baixar livros de Artes](#)

[Baixar livros de Astronomia](#)

[Baixar livros de Biologia Geral](#)

[Baixar livros de Ciência da Computação](#)

[Baixar livros de Ciência da Informação](#)

[Baixar livros de Ciência Política](#)

[Baixar livros de Ciências da Saúde](#)

[Baixar livros de Comunicação](#)

[Baixar livros do Conselho Nacional de Educação - CNE](#)

[Baixar livros de Defesa civil](#)

[Baixar livros de Direito](#)

[Baixar livros de Direitos humanos](#)

[Baixar livros de Economia](#)

[Baixar livros de Economia Doméstica](#)

[Baixar livros de Educação](#)

[Baixar livros de Educação - Trânsito](#)

[Baixar livros de Educação Física](#)

[Baixar livros de Engenharia Aeroespacial](#)

[Baixar livros de Farmácia](#)

[Baixar livros de Filosofia](#)

[Baixar livros de Física](#)

[Baixar livros de Geociências](#)

[Baixar livros de Geografia](#)

[Baixar livros de História](#)

[Baixar livros de Línguas](#)

[Baixar livros de Literatura](#)
[Baixar livros de Literatura de Cordel](#)
[Baixar livros de Literatura Infantil](#)
[Baixar livros de Matemática](#)
[Baixar livros de Medicina](#)
[Baixar livros de Medicina Veterinária](#)
[Baixar livros de Meio Ambiente](#)
[Baixar livros de Meteorologia](#)
[Baixar Monografias e TCC](#)
[Baixar livros Multidisciplinar](#)
[Baixar livros de Música](#)
[Baixar livros de Psicologia](#)
[Baixar livros de Química](#)
[Baixar livros de Saúde Coletiva](#)
[Baixar livros de Serviço Social](#)
[Baixar livros de Sociologia](#)
[Baixar livros de Teologia](#)
[Baixar livros de Trabalho](#)
[Baixar livros de Turismo](#)