



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA DE PESCA**

ANÁLISE DA COMPOSIÇÃO LIPÍDICA DA TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*) EM DIFERENTES FASES DO CICLO DE VIDA.

MARILLIA ALVES TEIXEIRA

Monografia apresentada ao Departamento de Engenharia de Pesca do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Ceará, como parte das exigências para a obtenção do título de Engenheiro de Pesca.

**FORTALEZA - CEARÁ - BRASIL
NOVEMBRO/2008**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca Universitária

Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

T267a Teixeira, Marillia Alves.

Análise da composição lipídica da Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) em diferentes fases do ciclo de vida / Marillia Alves Teixeira. – 2008.
37 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2008.

Orientação: Prof. Dr. Manoel Andrade Neto.

1. Tilápia do Nilo - Criação. I. Título.

CDD 639.2

COMISSÃO EXAMINADORA:

Prof. Manoel Andrade Neto, D.Sc
Orientador/Presidente

Prof. Everardo Lima Maia, D.Sc
Membro

Prof^a Artamizia M^a N. Montezuma, M.Sc
Membro

VISTO:

Prof. Moisés Almeida de Oliveira, D.Sc
Chefe do Departamento de Engenharia de Pesca

Prof. Raimundo Nonato de Lima Conceição, D.Sc
Coordenador do Curso de Engenharia de Pesca

DEDICATÓRIA

Aos meus pais, Mauricio e Aurilene por todo amor e confiança em mim depositados.
Ao meu esposo, Elton por estar sempre ao meu lado.

AGRADECIMENTOS

A Deus, pela minha existência e por estar sempre ao meu lado me protegendo e guiando-me sempre pelos bons caminhos.

À Universidade Federal do Ceará através do Departamento de Engenharia de Pesca por toda a infra-estrutura, corpo docente e apoio logístico, que proporcionou toda a minha formação acadêmica.

Ao Departamento de Química Orgânica e Inorgânica, pela disponibilidade dos Laboratórios e oportunidade de realização deste trabalho.

Ao Prof. Dr. Manoel Andrade Neto, pela orientação, paciência e constante presença no decorrer da minha vida acadêmica.

Aos meus pais, Mauricio e Aurilene que tanto batalharam no decorrer de minha acadêmica para que eu concluísse o curso, pela confiança e dedicação.

Ao meu esposo, Elton que dividiu comigo cada etapa desta realização, pelo seu apoio, carinho, compreensão e paciência nas fases mais difíceis e também pela contribuição direta, com dedicação, na concretização deste trabalho.

Às minhas irmãs, Mauzirene, Maraiza e Olga, pelas brincadeiras, amizade e pelos momentos de descontração e de alegrias que me proporcionaram.

Ao meu irmão, Murilo pelo companheirismo e amizade.

Aos colegas de laboratório, Glauber, Noberto, Honório, Regivaldo e Valdey pela amizade e pelos valiosos momentos de descontração.

Aos colegas de curso, pelo convívio e amizade, pela maravilhosa experiência e aprendizagem de conviver com pessoas de pensamentos tão diferentes dos meus.

Ao Centro de Pesquisas Rodolpho Von Ihering, do Departamento Nacional de Obras Contra as Secas - DNOCS, localizado na cidade de Pentecoste, CE, em especial a Dra. Maria do Socorro Chacon Mesquita e ao Diretor Dr. Pedro Eymard Campos Mesquita, pelo apoio.

A todos que direta ou indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho.

SUMÁRIO

	Páginas
DEDICATÓRIA	iii
AGRADECIMENTOS	iv
LISTA DE FIGURAS	vi
LISTA DE TABELAS	viii
RESUMO	ix
1. INTRODUÇÃO	1
1.1. Ácidos graxos e sua importância.....	4
1.2. Estudos de ácidos graxos de tilápia do Nilo.....	5
2. MATERIAL E MÉTODOS	9
2.1. Material para análise.....	9
2.2. Obtenção dos lipídeos totais.....	10
2.3. Obtenção dos ácidos graxos através da reação de saponificação.....	11
2.4. Obtenção dos ésteres metílicos dos ácidos graxos através da reação de metilação.....	11
2.5. Purificação e análise dos ésteres metílicos.....	11
2.6. Identificação dos ésteres metílicos.....	12
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO	13
4. CONCLUSÕES	25
5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	26

LISTA DE FIGURAS

	Páginas
Figura 1 Estrutura geral de um ácido graxo.....	4
Figura 2 Aspecto da farinha de tilápia após secagem e trituração.....	10
Figura 3 (A) Preparação do extrato; (B) Extrato clorofórmico.....	10
Figura 4 Cromatograma da análise de F1 por CGL/EM.....	16
Figura 5 Cromatograma da análise de F2 por CGL/EM.....	16
Figura 6 Cromatograma da análise de F3 por CGL/EM.....	17
Figura 7 Cromatograma da análise de F4 por CGL/EM.....	17
Figura 8 Espectro de massa do Tetradecanoato de metila (14:0).....	18
Figura 9 Espectro de massa do Pentadecanoato de metila (15:0).....	18
Figura 10 Espectro de massa do 9 - Hexadecenoato de metila (16:1 n-7).....	18
Figura 11 Espectro de massa do Hexadecanoato de metila (16:0).....	18
Figura 12 Espectro de massa do 8 - Heptadecenoato de metila (17:1 n-9).....	19
Figura 13 Espectro de massa do Heptadecanoato de metila (17:0).....	19
Figura 14 Espectro de massa do 6, 9, 12 - Octadecenoato de metila (18:3 n-6).....	19
Figura 15 Espectro de massa do 9, 12 - Octadecenoato de metila (18:2 n-6).....	19
Figura 16 Espectro de massa do 9- Octadecenoato de metila (18:1 n-9).....	20
Figura 17 Espectro de massa do 12 - Octadecenoato de metila (18:1 n-6).....	20

Figura 18	Espectro de massa do Octadecanoato de metila (18:0)	20
Figura 19	Espectro de massa do 10 - Nonadecenoato de metila (19:1 n-9).....	20
Figura 20	Espectro de massa do Nonadecanoato de metila (19:0).....	21
Figura 21	Espectro de massa do 5, 8, 11, 14, 17- Eicosapentaenoato de metila (20:5 n-3).....	21
Figura 22	Espectro de massa do 5, 8, 11, 14 - Eicosatetraenoato de metila (20:4 n-6).....	21
Figura 23	Espectro de massa do 7, 10, 14 - Eicosatrienoato de metila (20:3 n-6).....	21
Figura 24	Espectro de massa do 11, 14 - Eicosadienoato de metila (20:2 n-6).....	22
Figura 25	Espectro de massa do 11 - Eicosenoato de metila (20:1 n-9).....	22
Figura 26	Espectro de massa do Eicosanoato de metila (20:0).....	22
Figura 27	Espectro de massa do Heneicosanoato de metila (21:0).....	22
Figura 28	Espectro de massa do 4, 7, 10, 13, 16, 19 – Docosahexaenoato de metila (22:6 n-3).....	23
Figura 29	Espectro de massa do 7, 10, 13, 16 - Docosatetraenoato de metila (22:4 n-6).....	23
Figura 30	Espectro de massa do 13 - Docosenoato de metila (22:1 n-9).....	23
Figura 31	Espectro de massa do Docosanoato de metila (22:0)...	23
Figura 32	Espectro de massa do 15 - Tetracosenoato de metila (24:1 n-9).....	24
Figura 33	Espectro de massa do Tetracosanoato de metila (24:0).....	24

LISTA DE TABELAS

		Páginas
Tabela 1	Produção em toneladas da piscicultura brasileira, por espécie em 2005.....	2
Tabela 2	Principais produtores mundiais de tilápia em 2006.....	3
Tabela 3	Produção brasileira de tilápias por estados em 2004..	4
Tabela 4	Ácidos graxos já determinados no músculo de <i>Oreochromis niloticus</i>	7
Tabela 5	Caracterização das tilápias analisadas.....	9
Tabela 6	Rendimento dos insaponificáveis, ácidos graxos e ésteres metílicos nas várias fases de crescimento.....	11
Tabela 7	Teor de umidade e lipídeos totais de tilápia do Nilo....	13
Tabela 8	Composição dos ácidos graxos nas fases de crescimento F1, F2, F3 e F4 de tilápia do Nilo.....	15

RESUMO

Este trabalho relata o estudo da composição dos ácidos graxos de tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*, em diferentes fases de crescimento, identificando e quantificando os constituintes analisados. A tilápia do Nilo é atualmente a espécie de água doce mais cultivada no Brasil. Desde 2003 o Ceará despontou no cenário nacional como maior produtor de tilápia. O fato da tilápia do Nilo tratar-se de uma espécie amplamente consumida no mundo vem despertando interesse no estudo de sua composição química, para verificar a sua adequação ao cardápio para prevenir e combater doenças provenientes de dietas não saudáveis. Foram realizadas extrações de ácidos graxos de tilápias adquiridas no Centro de Pesquisas do DNOCS, em Pentecoste-Ceará, em quatro fases diferentes de crescimento, os quais foram denominados de F1, F2, F3 e F4. Os ácidos graxos foram obtidos através de uma reação de saponificação do extrato clorofórmico das amostras com metanol e hidróxido de sódio e em seguida submetidos à reação de metilação utilizando metanol em meio ácido. Os ésteres metílicos obtidos foram analisados por Cromatografia Gás-Líquido acoplada a Espectrômetro de Massa (CGL/EM). As análises revelaram que o ácido oléico (18:1), ácido palmítico (16:0), e o ácido esteárico (18:0) foram os majoritários para as fases F2, F3, e F4. Na análise da fase F1 observa-se em vez do esteárico (18:0) um ácido graxo da família ômega-6, o ácido linoléico (18:2) como o terceiro constituinte em maior quantidade. As amostras de tilápia analisadas apresentaram uma baixa concentração de ácidos graxos das famílias n-3 e n-6, apontando para a necessidade de se fornecer esses compostos na alimentação dos peixes.

ANÁLISE DA COMPOSIÇÃO LIPÍDICA DA TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*) EM DIFERENTES FASES DO CICLO DE VIDA.

MARILLIA ALVES TEIXEIRA

1. INTRODUÇÃO

Tilápia é o nome comum de aproximadamente 70 espécies de peixes taxonomicamente classificadas, da família Cichlidae, nativas da África tropical (FITZSIMMONS, 2000).

Entre as espécies de peixes utilizadas na aquicultura, as tilápias, especialmente do gênero *Oreochromis*, são algumas das mais promissoras em países de clima tropical ou subtropical (STICKNEY, 2000; CAMPOS-RAMOS et al., 2003).

Dentre as espécies de tilápias, apenas quatro conquistaram destaque na aquicultura mundial: a tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*), a tilápia azul de Moçambique (*Oreochromis aureus*), a tilápia de Moçambique (*Oreochromis mossambicus*) e a tilápia de Zamzibar (*Oreochromis hornorum*). A essas espécies somam-se as suas variantes e híbridos, genericamente chamados de tilápias vermelhas (LOVSHIN, 1998).

As tilápias representam o segundo maior grupo de peixes cultivados no mundo (BOSCOLO, 2005). A tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*), um peixe de água doce, é a sexta espécie de peixe mais cultivada no mundo (CASTRO et al., 2007).

A tilápia do Nilo foi introduzida no Brasil pelo DNOCS (Departamento Nacional de Obras Contra as Secas) em 1971 (FREITAS e GURGEL, 1984), e atualmente, como mostrado na Tabela 1, é a espécie de água doce mais cultivada no país com 38% da produção total, (IBAMA, 2007).

Tabela 1: Produção em toneladas da piscicultura brasileira, por espécie em 2005.

Peixes	Produção (t)	Participação (%)
Aracu	92,0	0,1
Bagre-africano	224,0	0,1
Bagre-americano	1.684,5	0,9
Carpa	42.490,5	23,8
Curimatã	2.413,0	1,3
Jundiá	577,5	0,3
Matrinxã	1.517,5	0,8
Pacu	9.044,0	5,1
Piau	4.066,5	2,3
Pirarucu	9,0	0,0
Pirapitinga	327,5	0,2
Piraputanga	534,0	0,3
Pintado	1.245,5	0,7
Tambacu	10.874,5	6,1
Tambaqui	25.011,0	14,0
Tambatinga	2.494,5	1,4
Tilápia	67.850,5	38,0
Traíra	115,0	0,1
Truta	2.351,5	1,3
Outros	5.824,0	3,3
TOTAL	178.746,5	100,0

Fonte: IBAMA (2007)

Até o fim da década de 80, a criação de peixe no país ocorria de forma extensiva, em pequenas propriedades ou em grandes açudes, sem que existisse uma qualificação adequada dos produtores e uma tecnologia dos meios de produção acurada. Na década de 90, ocorreu um grande crescimento da produção, caracterizado pelo aumento da demanda de peixes vivos (OLIVEIRA, 2003)

O alto potencial piscícola da tilápia se deve ao fato desta espécie ser resistente ao manuseio e transporte, de arraçoamento fácil e econômico, de

crescimento rápido e resistente às baixas concentrações de oxigênio dissolvido, além de apresentar carne de sabor apreciável e com poucas espinhas (FREITAS e GURGEL, 1984).

Proença e Bittencourt (1994) afirmam que as tilápias possuem boas características organolépticas e nutricionais, tais como: carne saborosa, baixo teor de gordura e de calorias, ausência de espinhas em forma de “Y” e rendimento de filé de aproximadamente 35% a 40%, em exemplares com peso médio de 450 g, o que as potencializam como peixes para industrialização.

De acordo com o Food Agriculture Organization (FAO, 2007) em 2006 o maior produtor mundial de tilápia foi a China com 897.276 toneladas, enquanto o Brasil no mesmo ano ficou em sétimo lugar com 69.078 toneladas (Tabela 2).

Tabela 2: Principais produtores mundiais de tilápia em 2006.

País	Produção (t)
China	897.276
Egito	199.078
Filipinas	145.869
Indonésia	139.651
Tailândia	97.653
Taiwan	89.275
Brasil	69.078

Fonte: FAO (2007).

O Paraná foi o primeiro estado brasileiro a organizar de forma racional a atividade, inclusive com a implantação de frigoríficos especializados em beneficiamento de tilápia, com destaque para os municípios de Toledo e Assis Chateaubriand. Desta forma, este estado tornou-se rapidamente o maior produtor da espécie, perdendo este posto somente em 2003, quando o Ceará despontou no cenário nacional como maior produtor, produzindo 13.000 toneladas, enquanto no mesmo ano o Paraná produzia 12.782 toneladas (NOGUEIRA, 2007).

Em 2004 o Ceará consolidou a sua liderança como produtor de tilápia, aumentando para 18.000 toneladas sua produção, distanciando-se ainda mais do segundo produtor, ao produzir 6.000 toneladas a mais que o Paraná que no ano citado produziu apenas 11.922 toneladas (Tabela 3) (IBAMA, 2007).

Tabela 3: Produção brasileira de tilápias por estados em 2004.

Estado	Produção (t)	Participação (%)
Ceará	18.000	26,1
Paraná	11.922	17,3
São Paulo	9.758	14,1
Bahia	7.137	10,3
Santa Catarina	7.121	10,3
Goiás	3.928	5,7
Rio Grande do Sul	2.094	3,0
Minas Gerais	2.093	3,0
Alagoas	1.944	2,8
Mato Grosso do Sul	1.925	2,8
Outros	3.156	4,6
Total	69.078	100,0

Fonte: IBAMA (2007).

1.1. Ácidos graxos e sua importância

Os ácidos graxos (Figura 1) constituem o principal componente dos lipídeos, aos quais conferem suas propriedades gerais. São classificados, conforme a cadeia carbônica, em: saturados (sem duplas ligações) e insaturados, contendo uma ou mais duplas ligações (MURRAY et al., 1994).

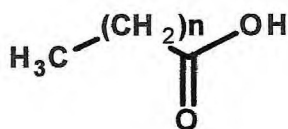


Figura 1: Estrutura geral de um ácido graxo

Lipídios são importantes fontes de energia e de ácidos graxos essenciais (EFA, do inglês “essential fatty acids”) que são necessários para o crescimento e desenvolvimento normal. Eles também ajudam na absorção de vitaminas lipossolúveis (NRC, 1993).

A distribuição qualitativa e quantitativa dos ácidos graxos está intimamente ligada aos seguintes fatores: espécie do animal, hábito alimentar, estação do ano, temperatura da água, dieta, habitat e estágio de maturação sexual (OGAWA e MAIA, 1999).

São amplamente conhecidos os benefícios que representam os ácidos graxos insaturados para a saúde humana no que diz respeito à prevenção de doenças coronárias, doenças cardiovasculares, artrite reumática, depressão, depressão pós-parto, cânceres, diabetes, ação antiinflamatórias, entre outros (PUWASTIEN et al., 1999; SANDERSON et al., 2002; FAGUNDES, 2003).

Devido à atenção que o consumidor tem dado para a relação entre dieta e saúde, há uma crescente preocupação com o conteúdo de gordura e colesterol dos produtos de origem animal (HARRIS et al., 1993). Recomenda-se a redução da ingestão de gordura, principalmente as ricas em colesterol e ácidos graxos saturados e um aumento do consumo de ácidos graxos mono e poliinsaturados, com o propósito de diminuir o risco de obesidade, câncer e doenças cardiovasculares (JAKOBSEN, 1999).

Estudos epidemiológicos correlacionaram a baixa incidência de doenças cardiovasculares nos esquimós e japoneses, com o consumo de ácidos graxos provenientes de peixes marinhos (DYERBERG, 1979; JORGENSEN 1983).

Dos ácidos graxos poliinsaturados (AGPI) da série (ou família) ômega-3 (n-3), os ácidos graxos EPA - 20:5 (Ácido 5,8,11,14,17 - eicosapentaenóico) e o DHA - 22:6 (Ácido 4,7,10,13,16,19 - docosahexaenóico) assumem uma posição de destaque.

1.2. Estudos de ácidos graxos de tilápia do Nilo

O fato da tilápia do Nilo tratar-se de uma espécie amplamente consumida no mundo vem despertando interesse no estudo de sua composição química, para verificar a sua adequação ao cardápio, visando à prevenção e combate de doenças provenientes de dietas não saudáveis. A

literatura relata vários trabalhos contendo a composição de ácidos graxos presentes no músculo de *Oreochromis niloticus* (Tabela 4), além de outras partes do peixe como a cabeça (STEVANATO et al., 2008), fígado (AGUIAR et al., 2007) e vísceras (SOUZA et al., 2005), provenientes do ambiente natural ou criados em cativeiro, tanto *in natura* como processadas na forma de farinha.

Em estudos realizados sobre o impacto da dieta na composição lipídica verificou-se que dietas enriquecidas com fonte de ácidos graxos da família n-3 promoveram um aumento significativo da concentração desses compostos em alevinos de tilápia que foram submetidos à dieta com óleo de linhaça (JUSTI, et al., 2003).

Outros trabalhos também mostram variação da composição de ácidos graxos da tilápia quando o peixe é alimentado com óleo de linhaça (SOUSA et al., 2007); sobre o efeito de vários métodos de cocção de filés (FERREIRA et al., 2007) e ainda, sobre a influência das estações do ano, inverno, primavera e outono, na composição lipídica de tilápia do Nilo (RASOARAHONA et al., 2005).

Bragagnolo et al. (1998), em estudo com silagem química de resíduos de tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*), verificaram que os ácidos graxos insaturados corresponderam a 53% do total dos ácidos graxos presentes. Porém, a proporção do total de ácidos graxos ômega-3 e ômega-6 é mais reduzida em peixes de água doce do que em peixes marinhos (NANTON, 1999).

Tabela 4: Ácidos graxos já determinados no músculo de *Oreochromis niloticus*.

Ác. Graxos	Nome	Referência
14:0	Ácido tetradecanóico (mirístico)	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
15:0	Ácido pentadecanóico	(JUSTI, et al. 2005)
16:0	Ácido hexadecanóico (palmítico)	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
16:1n-9	Ácido 7-hexadecenóico	(JUSTI, et al. 2005)
16:1n-7	Ácido 9-hexadecenóico (palmitoléico)	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
17:0	Ácido heptadecanóico (margárico)	(JUSTI, et al. 2005)
17:1n-9	Ácido 8-heptadecenóico	(JUSTI, et al. 2005)
18:0	Ácido octadecanóico (esteárico)	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
18:1n-9	Ácido 9-octadecenóico (oléico)	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
18:1n-7	Ácido 11-octadecenóico (vacênico)	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
18:2n-6	Ácido 9,12-octadecadienóico (linoléico)	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
18:3n-6	Ácido 6,9,12-octadecatrienóico (γ - linolênico)	(JUSTI, et al. 2003; JUSTI, et al. 2005)
18:3n-3	Ácido 9,12,15-octadecatrienóico (α - linolênico)	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
18:4n-3	Ácido 6,9,12,15- octadecatetraenóico	(JUSTI, et al. 2005)
20:0	Ácido eicosanóico (araquídico)	(GODA, et al. 2007)
20:1n-11	Ácido 9-eicosenóico (gadoléico)	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
20:1n-9	Ácido 11-eicosenóico (gondóico)	(JUSTI, et al. 2005)
20:2n-6	Ácido 11,14-eicosadienóico	(GODA, et al. 2007)
20:3n-9	Ácido 5,8,11-eicosatrienóico	(JUSTI, et al. 2005)
20:3n-6	Ácido 8,11,14-eicosatrienóico	(GODA, et al. 2007)

20:3n-3	Ácido 11,14,17-eicosatrienóico	(JUSTI, et al. 2003)
20:4n-6	Ácido 5,8,11,14-eicosatetraenóico (araquidônico)	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
20:5n-3	Ácido 5,8,11,14,17- eicosapentaenóico	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
21:0	Ácido heneicosanóico	(JUSTI, et al. 2005)
22:1n-11	Ácido 11-docosenóico (cetoléico)	(JUSTI, et al. 2005)
22:1n-9	Ácido 13-docosenóico (erúcico)	(JUSTI, et al. 2005)
22:2n-6	Ácido 13,16-docosadienóico	(JUSTI, et al. 2003)
22:4n-6	Ácido 7,10,13,16-docosatetraenóico	(JUSTI, et al. 2005)
22:4n-3	Ácido 10,13,16,19-docosatetraenóico	(GODA, et al. 2007)
22:5n-6	Ácido 4,7,10,13,16- docosapentaenóico	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
22:5n-3	Ácido 7,10,13,16,19- docosapentaenóico	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
22:6n-3	Ácido 4,7,10,13,16,19- docosahexaenóico	(GODA, et al. 2007; JUSTI, et al. 2005)
24:1n-9	Ácido 15-tetracosenóico	(JUSTI, et al. 2005)

Dada a importância dos estudos de avaliação da composição lipídica de espécies na piscicultura, este trabalho se propõe a realizar análise da composição lipídica dos ácidos graxos de tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*, em diferentes fases de crescimento, bem como identificar os constituintes analisados.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1. Material para análise

As análises foram realizadas no Laboratório de Moléculas Bioativas Aplicadas à Fitossanidade (LabMol - Fito) do Departamento de Química Orgânica e Inorgânica da Universidade Federal Ceará (DQOI - UFC).

Os peixes analisados foram obtidos no Centro de Pesquisa em Aqüicultura Rodolpho Von Ihering do Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS) em Pentecoste - Ceará. Foram adquiridos exemplares de tilápias em quatro tamanhos diferentes os quais foram denominados de fases F1, F2, F3 e F4.

O tamanho considerado foi o comprimento total que vai da ponta da boca ao final da nadadeira caudal.

Os respectivos tamanhos e pesos médio desses exemplares estão representados na Tabela 5.

Tabela 5: Caracterização das tilápias analisadas.

Fase	Peso médio (g)	Tamanho médio (cm)	Numero de exemplares
F1	0,7	3,0	300
F2	11,4	9,3	30
F3	56,9	14,7	7
F4	500,0	29,0	3

Os peixes sem cabeça foram eviscerados, lavados, triturados e colocados em estufa de esterilização e secagem a 45 °C por 24 horas para retirar a umidade. Nas fases F3 e F4 foram utilizados apenas o músculo dos peixes para a análise. Depois de secas as amostras apresentaram aspecto de farinha (Figura 2).



Figura 2: Aspecto da farinha de tilápia após secagem e trituração

2.2. Obtenção dos lipídeos totais

Os lipídeos totais da farinha de tilápia (Figura 3A) foram extraídos por infusão com clorofórmio a frio, durante 24 horas. O solvente foi filtrado (Figura 3B) e em seguida evaporado sob pressão reduzida em sistema rotavapor, resultando no extrato clorofórmico concentrado (lipídeos totais).



Figura 3: (A) Preparação do extrato; (B) Extrato clorofórmico

2.3. Obtenção dos ácidos graxos através da reação de saponificação

Os ácidos graxos foram obtidos utilizando a metodologia descrita por Matos (1997). O extrato clorofórmico concentrado (1g) foi submetido à reação de saponificação utilizando 1 g de hidróxido de sódio (NaOH 0,1N) e 250 mL de metanol em balão de 500 mL sob sistema de refluxo por 60 minutos.

Após a reação destilou-se cerca de 80% do metanol e em seguida restaurou-se o volume inicial com água. A fração aquosa foi submetida à partição líquido-líquido com clorofórmio para extração dos insaponificáveis (Tabela 6). Após a extração dos insaponificáveis a fração aquosa foi acidificada com H_2SO_4 e os ácidos graxos foram extraídos com clorofórmio (Tabela 6).

2.4. Obtenção dos ésteres metílicos dos ácidos graxos através da reação de metilação

Os ácidos graxos foram esterificados com 30 ml de metanol em meio ácido (pH 1, H_2SO_4) sob refluxo por 120 minutos (JHAM,1982) (Tabela 6).

Tabela 6: Rendimento dos insaponificáveis, ácidos graxos e ésteres metílicos nas várias fases de crescimento.

Fases de crescimento	Insaponificáveis (mg)	Ácidos graxos (mg)	Ésteres metílicos (mg)
F1	7,6	846,0	534,8
F2	2,7	679,9	450,3
F3	3,1	661,5	445,3
F4	10,3	787,5	432,1

2.5. Purificação e análise dos ésteres metílicos

Os ésteres metílicos foram purificados através de cromatografia de adsorção em coluna utilizando 8g de gel de sílica 60 (\varnothing 63-200 μ m), utilizando como eluente os solventes hexano, diclorometano e metanol, em misturas binárias seguindo ordem crescente de polaridade.

Os ésteres metílicos foram analisados em Espectrômetro de Massa Hewlett-Packard, modelo HP-5791 A, acoplado a cromatógrafo Gás-Líquido modelo HP A, série II (CGL/EM). O equipamento dispõe de uma coluna capilar OV-5 (5% difenil, 95% dimetilpolisiloxano), com 30,0 m de comprimento, 0,25 mm de diâmetro interno e filme de 0,25 μm . A razão de aquecimento do injetor foi de 5°C/min de 80 a 180°C e 10 °C/min de 180 a 300°C, utilizando hélio como gás de arraste.

2.6. Identificação dos ésteres metílicos

A caracterização estrutural dos ésteres metílicos dos ácidos graxos foi realizada através da determinação dos índices de Kovats simulados, pesquisa na espectroteca e comparação com dados da literatura (ADAMS, 2001; LIPIDLIBRARY, 2008). A determinação dos índices de Kovats foi realizada através de regressão linear do gráfico construído com os tempos de retenção e índices de Kovats tabelados para alguns dos picos observados nos cromatogramas.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Conforme a Tabela 7, a fase F1 apresentou maior teor de umidade (85,67%) e a F4 a menor (76,33%).

O extrato clorofórmico (lipídeos totais) preparado com os peixes após trituração apresentou uma variação considerável nos rendimentos, variando entre 4,85 e 13,70% (Tabela 7).

Tabela 7: Teor de umidade e lipídeos totais de tilápia do Nilo.

Fase	Massa (g)	Massa (materia seca) (g)	Teor de umidade (%)	Lipídeos totais (g)	Rendimento dos lipídeos totais (%)
F1	132,92	19,0513	85,67	1,5937	8,36
F2	178,77	38,9603	78,21	1,8888	4,85
F3	261,42	58,6967	77,55	8,0409	13,70
F4	179,99	42,6054	76,33	5,2500	12,32

De acordo com o cromatograma obtido, a análise de F1 apresentou 16 picos (Figura 4), dos quais todos os constituintes químicos foram identificados. Os constituintes majoritários de F1 foram caracterizados como ácido oléico (29,00%), ácido palmítico (22,72%) e o ácido linoléico (22,18%).

F2 apresentou 16 picos (Figura 5), dos quais 14 constituintes químicos foram identificados. Os constituintes majoritários de F2 foram caracterizados como ácido oléico (40,20%), ácido palmítico (26,37%) e o ácido esteárico (10,95%).

F3 apresentou 26 picos (Figura 6), dos quais 20 constituintes químicos foram identificados. Os constituintes majoritários de F3 foram caracterizados como ácido oléico (29,77%), ácido palmítico (22,67%) e o ácido esteárico (15,08%).

A F4 apresentou 26 picos (Figura 7), dos quais 19 constituintes químicos foram identificados. Os constituintes majoritários de F4 foram caracterizados

como ácido oléico (41,82%), ácido palmítico (19,89%) e o ácido esteárico (11,31%).

Os perfis cromatográficos qualitativos das análises apresentaram-se bastante semelhantes sendo que as fases F2, F3 e F4 tiveram os mesmos constituintes majoritários, porém, em diferentes quantidades. Em todas as análises o constituinte majoritário foi o ácido oléico, no entanto, enquanto em F2, F3 e F4 os dois constituintes seguintes em maior proporção eram ácidos saturados, em F1 observa-se em vez do esteárico (18:0) um ácido graxo da família ômega-6, o ácido linoléico 18:2 n-6 (22,18%).

Ao comparar os resultados das análises realizadas com os constituintes identificados em tilápia do Nilo por Goda, et al. (2007) e Justi, et al. (2005) (Tabela 4), observa-se considerável semelhança, valendo ressaltar as diferenças observadas nos compostos da família ômega-3. Na literatura verifica-se a presença de sete compostos dessa família, enquanto nas análises realizadas foram identificados dois compostos (ácido eicosapentaenóico e ácido docosahexaenóico).

Segundo o Departamento Britânico de Saúde e Segurança Social (DHSS, 1986), a relação AGPI (ácidos graxos poliinsaturados) / AGS (ácidos graxos saturados), que expressa valores inferiores a 0,45 estão associados com produtos não saudáveis, especialmente para pessoas que sofrem de doenças cardiovasculares. Baseadas neste indicador, os valores de 0,29, 0,24 e 0,15 encontrado desta relação AGPI/AGS para F2, F3 e F4 respectivamente. Já a relação de AGPI/AGS para F1 apresentou valor de 0,90, o dobro do valor mínimo recomendado.

Os ácidos graxos das famílias n-6 e n-3 competem pelas enzimas envolvidas nas reações de dessaturação e alongamento da cadeia. Embora essas enzimas tenham maior afinidade pelos ácidos da família n-3, a conversão do ácido alfa-linolênico em ácidos graxos poliinsaturados de cadeia longa (AGPI-CL) é fortemente influenciada pelos níveis de ácido linoléico (18:2, n-6) na dieta (EMKEN, 1994).

Na Tabela 8 estão representados os ácidos graxos que foram identificados com as análises. Os espectros de massas dos compostos identificados estão representados nas figuras 8 a 33.

Tabela 8: Composição dos ácidos graxos nas fases de crescimento F1, F2, F3 e F4 de tilápia do Nilo.

ÁCIDO GRAXO		F1 (%)	F2 (%)	F3 (%)	F4 (%)
Ácido Tetradecanóico	14:0	2,29	3,20	2,60	2,77
Ácido Pentadecanóico	15:0	0,50	0,54	0,25	0,33
Ácido 9-Hexadecenóico	16:1(n-7)	3,53	3,70	4,14	5,46
Ácido Hexadecanóico (palmítico)	16:0	22,72	26,37	22,67	19,89
Ácido 8-Heptadecenóico	17:1(n-9)	-	-	0,39	0,45
Ácido Heptadecanóico	17:0	0,69	0,65	0,59	0,33
Ácido 6, 9, 12-Octadecatrienóico	18:3(n-6)	0,72	-	-	0,34
Ácido 9, 12-Octadecadienóico (linoléico)	18:2(n-6)	22,18	9,16	8,33	-
Ácido 9-Octadecenóico (oléico)	18:1(n-9)	29,00	40,20	29,77	41,82
Ácido 12-Octadecenóico	18:1(n-6)	2,47	-	-	-
Ácido Octadecanóico (esteárico)	18:0	7,58	10,95	15,08	11,31
Ácido 10-Nonadecenóico	19:1(n-9)	-	-	0,36	-
Ácido Nonadecanóico	19:0	-	-	0,53	0,28
Ácido 5, 8, 11, 14, 17-Eicosapentaenóico	20:5(n-3)	1,48	0,32	-	0,34
Ácido 5, 8, 11, 14-Eicosatetraenóico	20:4(n-6)	2,06	0,68	-	0,86
Ácido 7, 10, 14-Eicosatrienóico	20:3(n-6)	1,13	0,50	0,67	1,02
Ácido 11, 14-Eicosadienóico	20:2(n-6)	1,06	1,31	1,98	1,27
Ácido 11-Eicosenóico	20:1(n-9)	0,77	1,53	5,25	3,56
Ácido Eicosanóico	20:0	-	-	1,39	0,68
Ácido Heneicosanóico	21:0	-	-	0,23	-
Ácido 4, 7, 10, 13, 16, 19-Docosahexaenóico	22:6(n-3)	1,83	0,33	-	0,85
Ácido 7, 10, 13, 16-Docosatetraenóico	22:4(n-6)	-	-	-	0,67
Ácido 13-Docosenóico	22:1(n-9)	-	-	0,69	-
Ácido Docosanóico	22:0	-	-	0,57	0,59
Ácido 15-Tetracosenóico	24:1(n-9)	-	-	0,47	-
Ácido Tetracosanóico	24:0	-	-	0,61	-
Total		100	99,44	96,79	92,87
AGPI/AGS		0,90	0,29	0,24	0,15

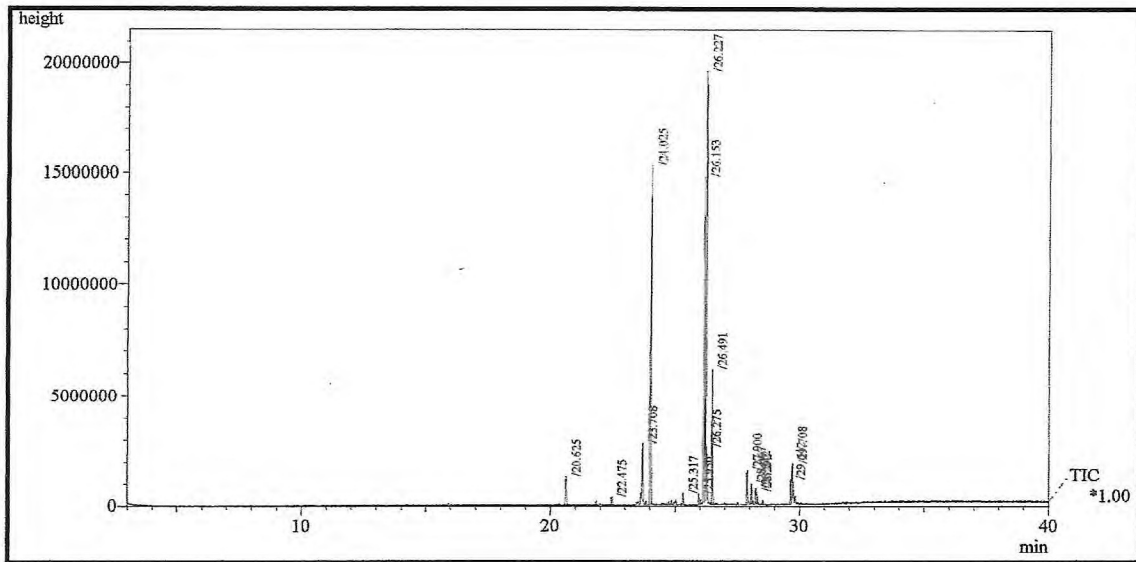


Figura 4: Cromatograma da análise de F1 por CGL/EM

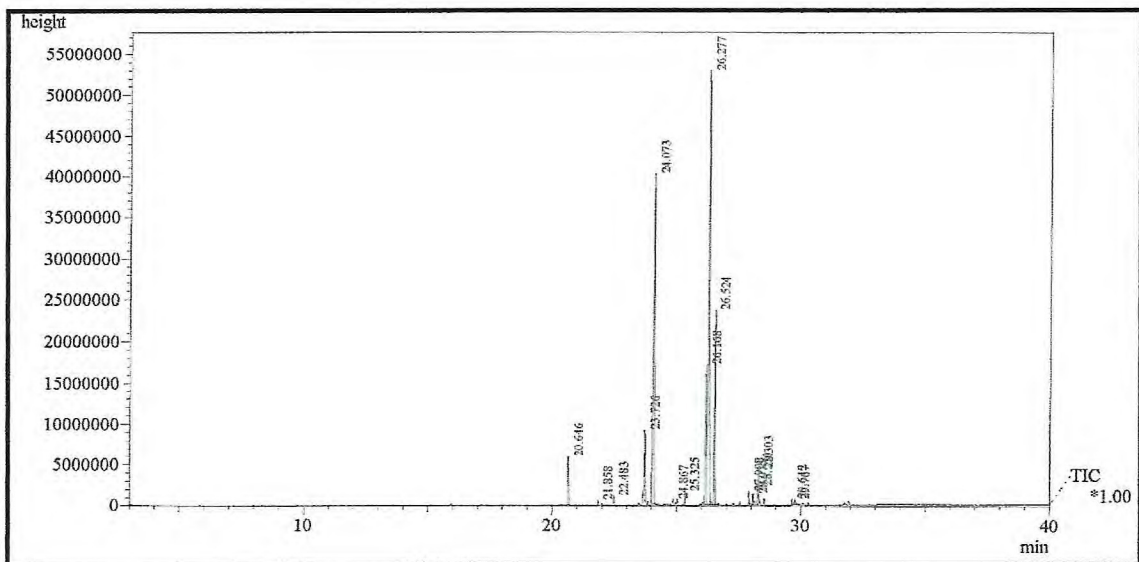


Figura 5: Cromatograma da análise de F2 por CGL/EM

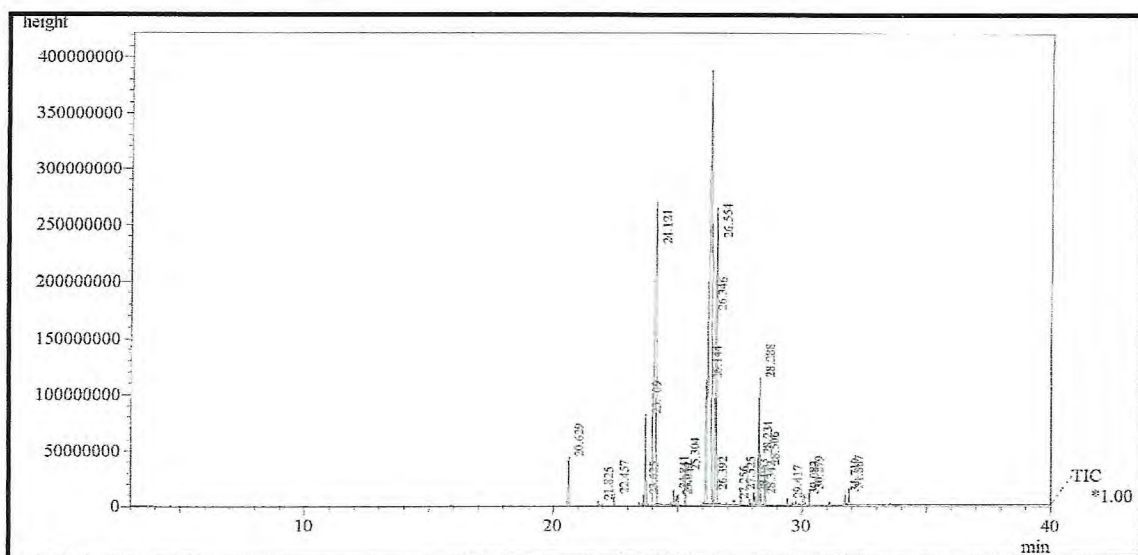


Figura 6: Cromatograma da análise de F3 por CGL/EM

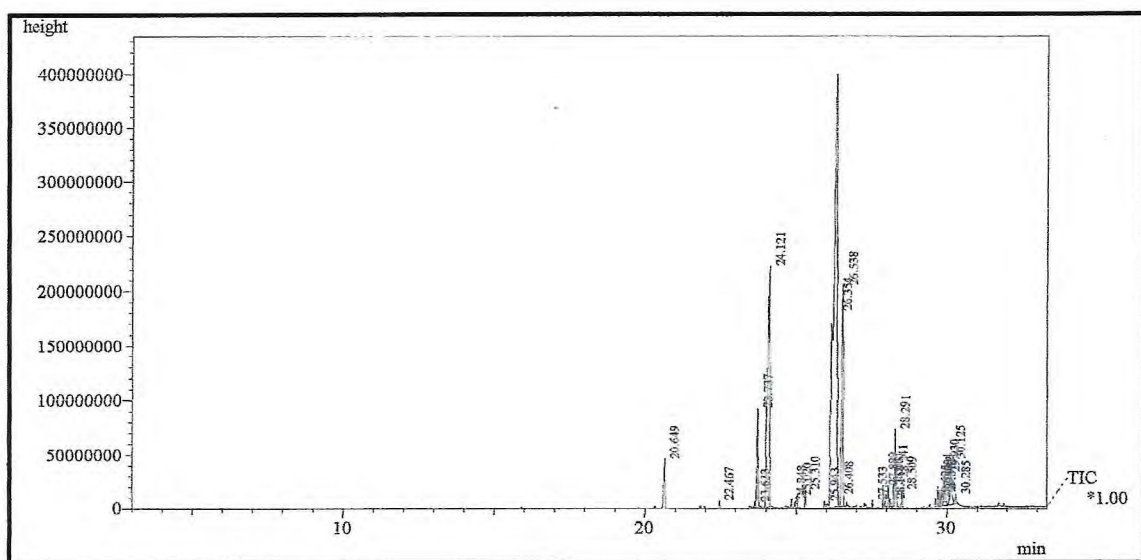


Figura 7: Cromatograma da análise de F4 por CGL/EM

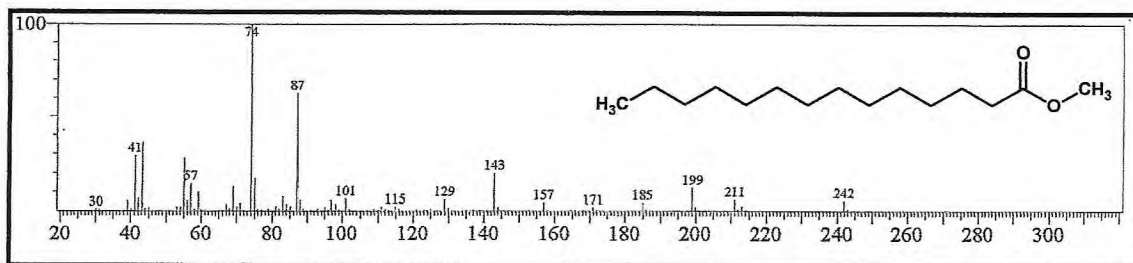


Figura 8: Espectro de massa do Tetradecanoato de metila (14:0)

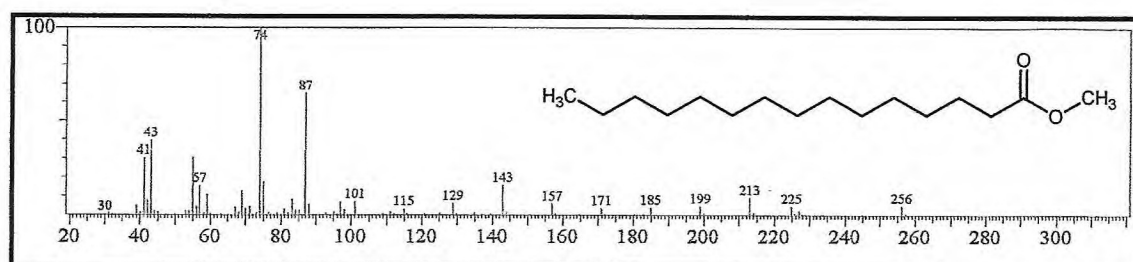


Figura 9: Espectro de massa do Pentadecanoato de metila (15:0)

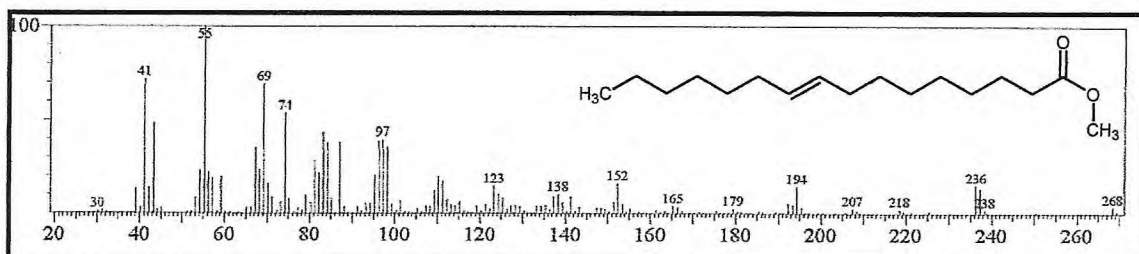


Figura 10: Espectro de massa do 9-Hexadecenoato de metila (16:1 n-7)

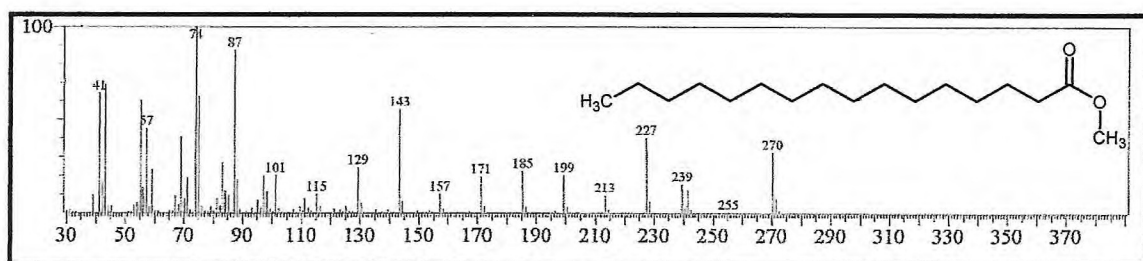


Figura 11: Espectro de massa do Hexadecanoato de metila (16:1 n-7)

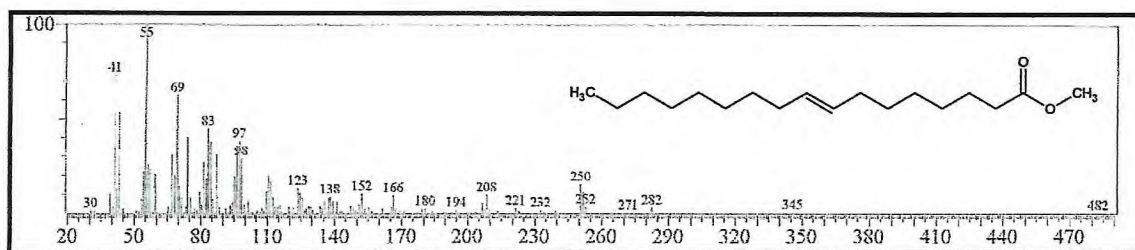


Figura 12: Espectro de massa do 8-Heptadecenoato de metila (17:1 n-9)

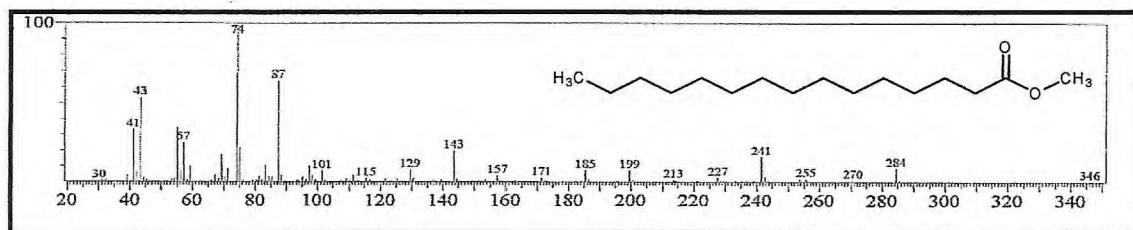


Figura 13: Espectro de massa do Heptadecanoato de metila (17:0)

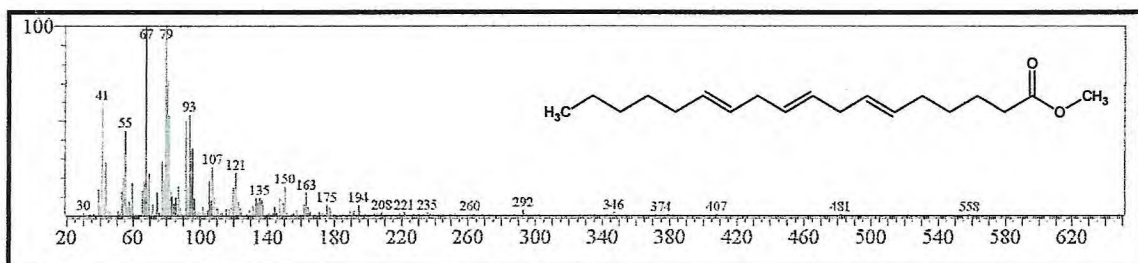


Figura 14: Espectro de massa do 6, 9, 12-Octadecatrienoato de metila (18:3 n-6)

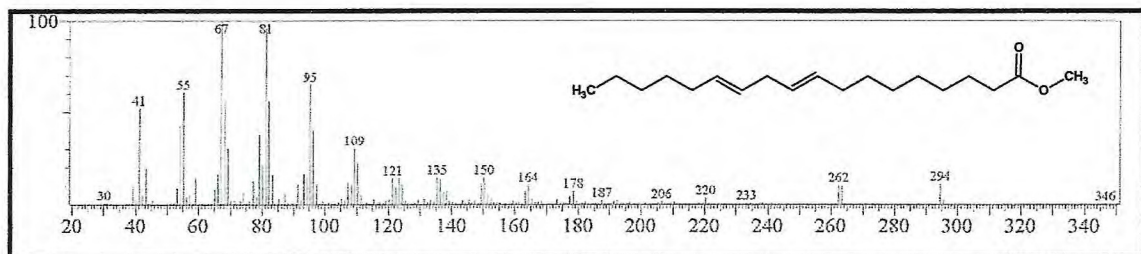


Figura 15: Espectro de massa do 9, 12-Octadecadienoato de metila (18:2 n-6)

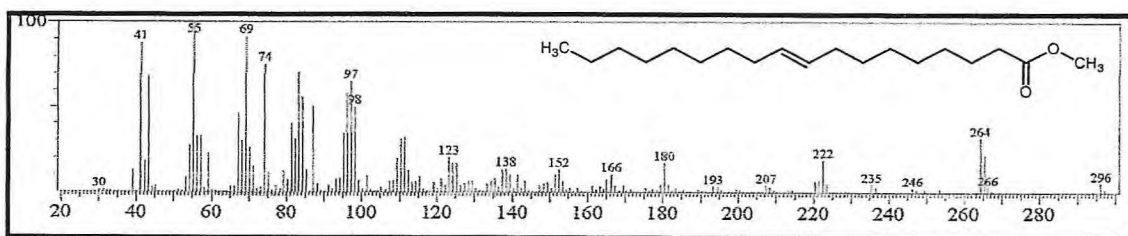


Figura 16: Espectro de massa do 9-Octadecenoato de metila (18:1 n-9)

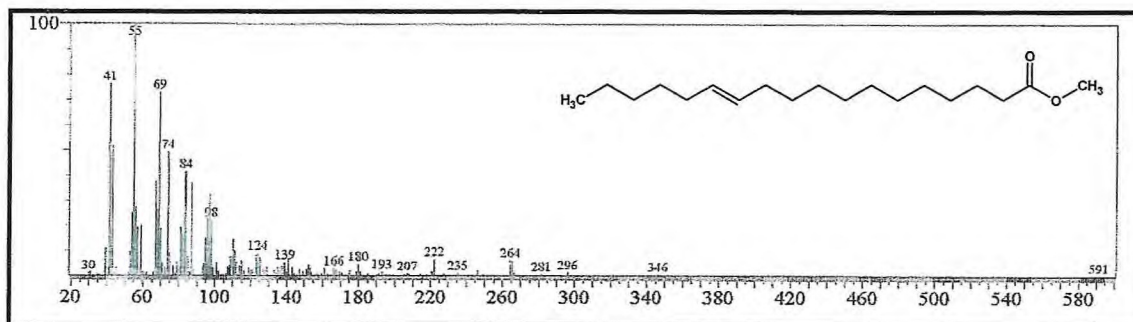


Figura 17: Espectro de massa do 12-Octadecenoato de metila (18:1 n-6)

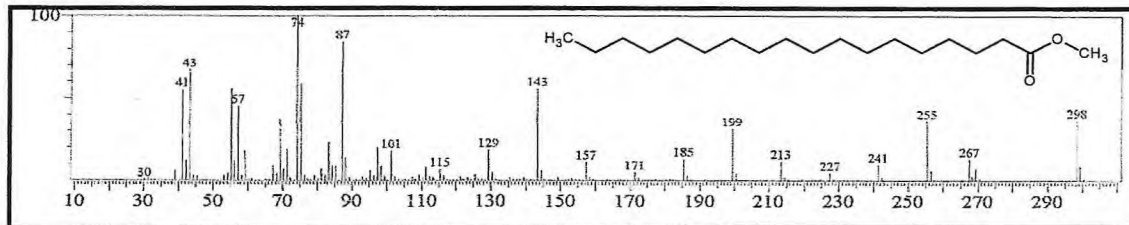


Figura 18: Espectro de massa do Octadecanoato de metila (18:0)

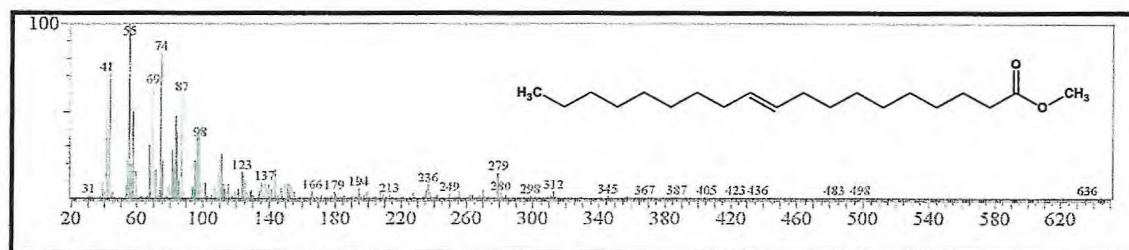


Figura 19: Espectro de massa do 10-Nonadecenoato de metila (19:1 n-9)

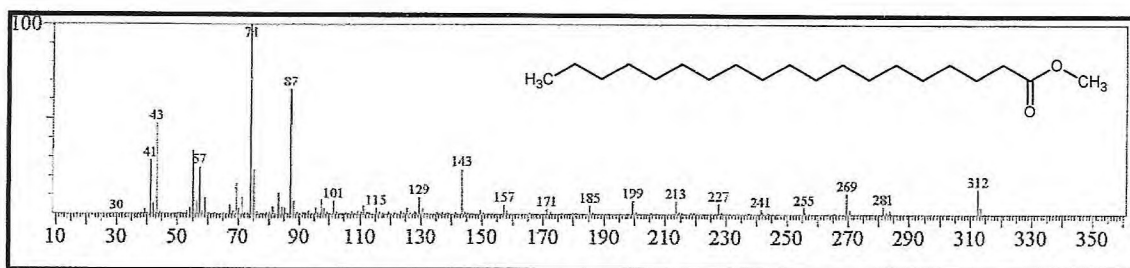


Figura 20: Espectro de massa do Nonadecanoato de metila (19:0)

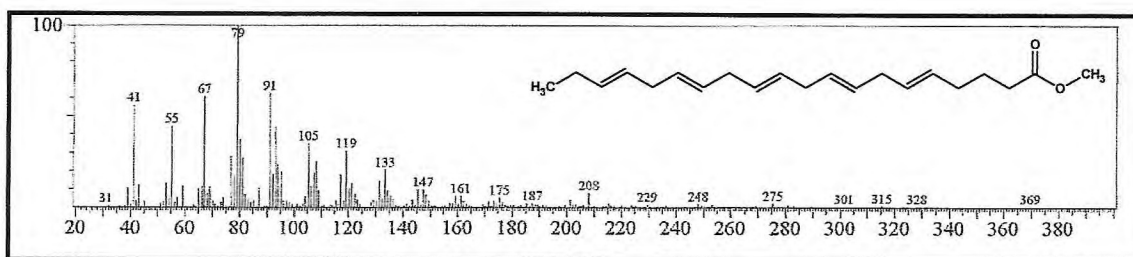


Figura 21: Espectro de massa do 5, 8, 11, 14, 17-Eicosapentaenoato de metila (20:5 n-3)

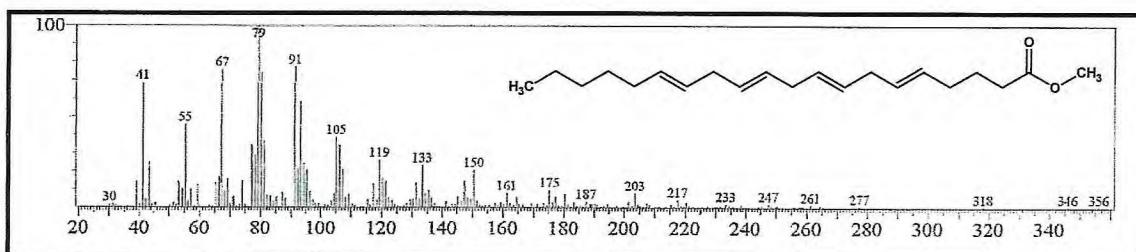


Figura 22: Espectro de massa do 5, 8, 11, 14-Eicosatetraenoato de metila (20:4 n-6)

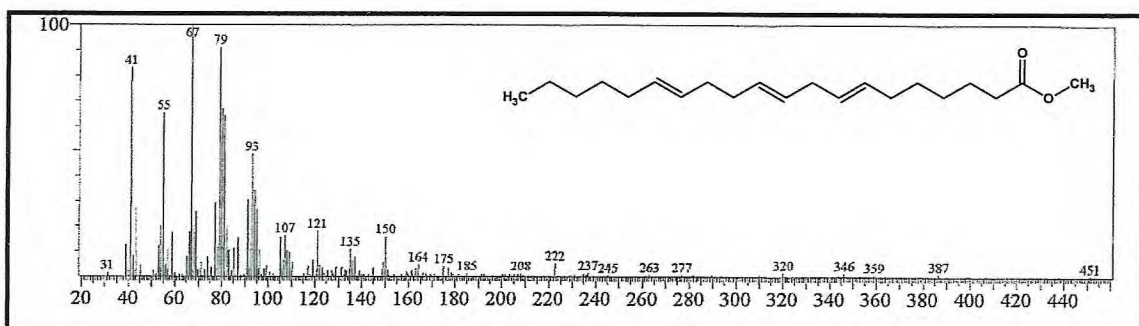


Figura 23: Espectro de massa do 7, 10, 14-Eicosatrienoato de metila (20:3 n-6)

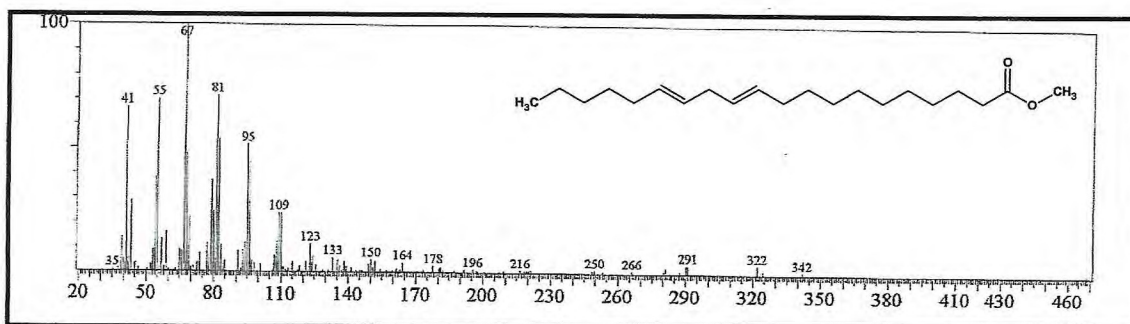


Figura 24: Espectro de massa do 11, 14-Eicosadienoato de metila (20:2 n-6)

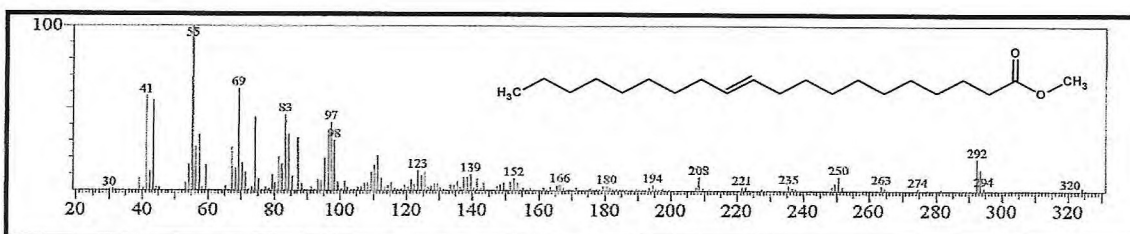


Figura 25: Espectro de massa do 11-Eicosenoato de metila (20:1 n-9)

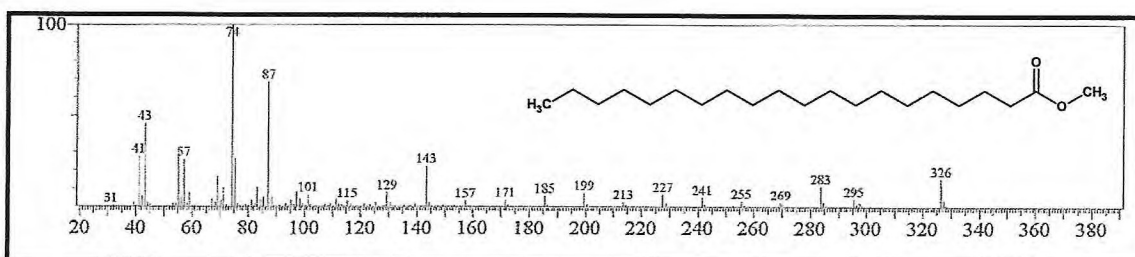


Figura 26: Espectro de massa do Eicosanoato de metila (20:0)

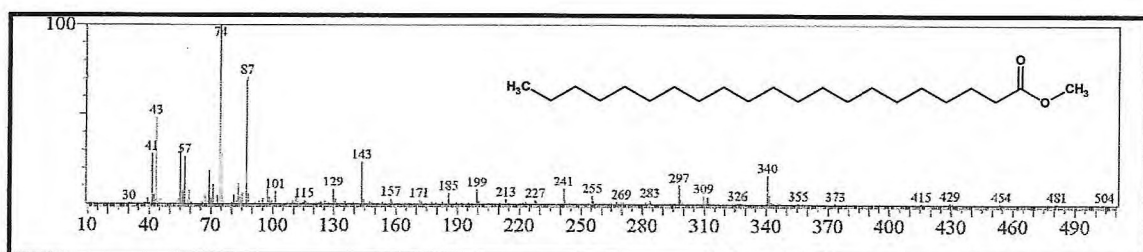


Figura 27: Espectro de massa do Heneicosanoato de metila (21:0)

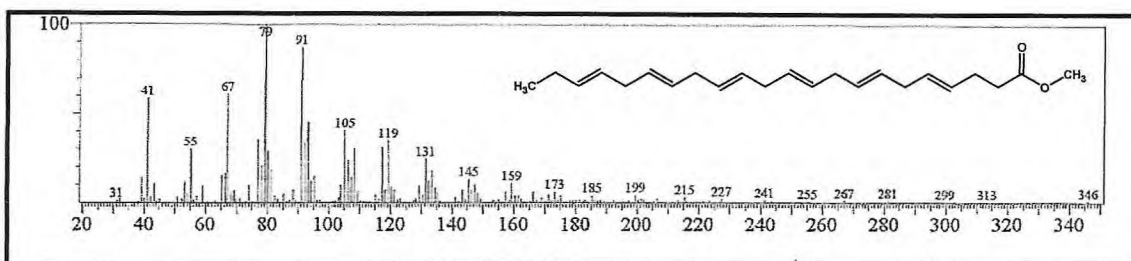


Figura 28: Espectro de massa do 4, 7, 10, 13, 16, 19-Docosahexanoato de metila (22:6 n-3)

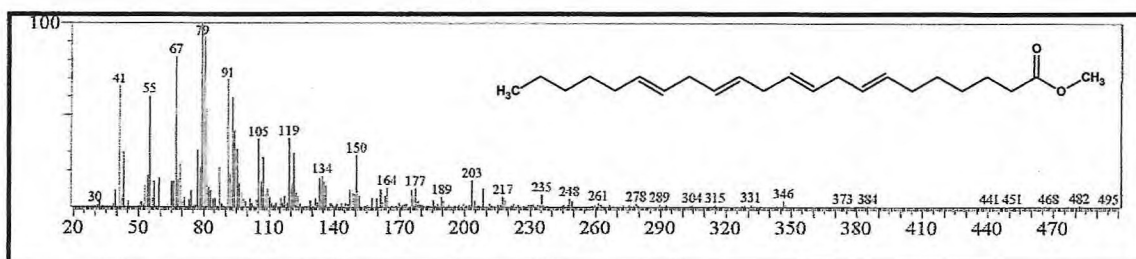


Figura 29: Espectro de massa do 7, 10, 13, 16-Docosatetraenoato de metila (22:4 n-6)

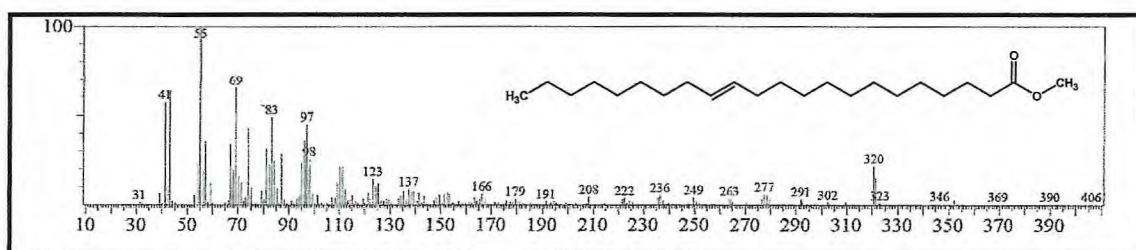


Figura 30: Espectro de massa do 13-Docosenoato de metila (22:1 n-9)

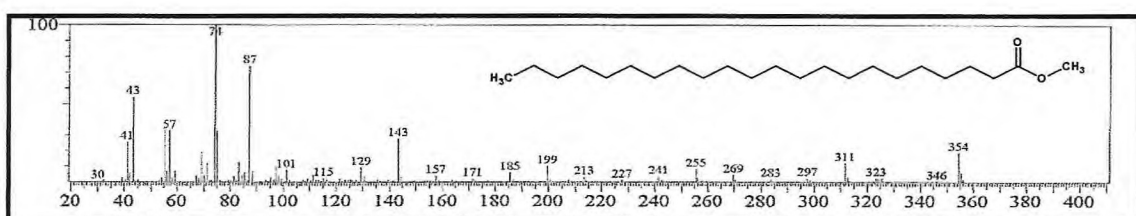


Figura 31: Espectro de massa do Docosanoato de metila (22:0)

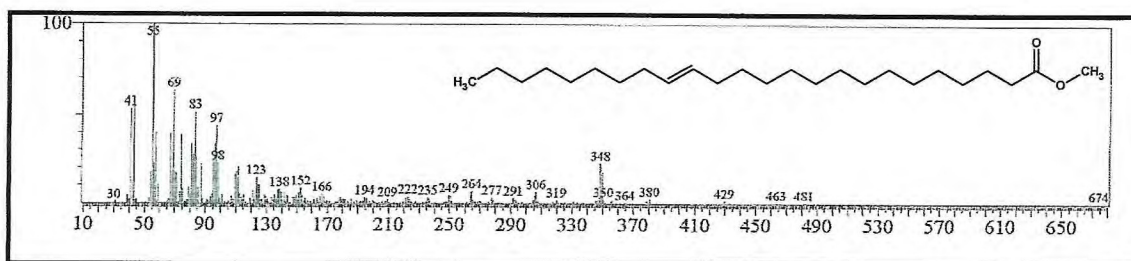


Figura 32: Espectro de massa do 15-Tetacosenoato de metila (24:1 n-9)

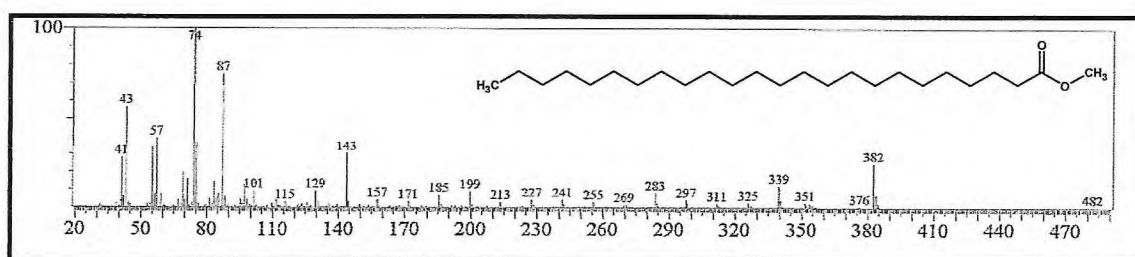


Figura 33: Espectro de massa do Tetracosanoato de metila (24:0)

4. CONCLUSÕES

Os constituintes majoritários de F2, F3 e F4 são os ácidos graxos saturados: palmítico (16:0) esteárico (18:0) e o ácido monoinsaturado da família ômega-9 (n-9), o ácido oléico (18:1)

Na fase F1 os compostos que se encontram em maior proporção são o ácido palmítico, o ácido oléico (29,00%) e um ácido graxo da família ômega-6 (n-6), o ácido linoléico (18:2).

A relação AGPI/AGS para as fases F2, F3 e F4 (0,29; 0,24 e 0,15 respectivamente) estão abaixo do valor 0,45 (DHSS, 1986) e, portanto, fora dos padrões de uma dieta recomendada para pessoas com problemas cardíacos. Na fase F1 a relação encontrada foi de 0,90, um valor muito superior ao de referência.

As amostras de tilápia analisadas apresentaram uma baixa concentração de ácidos graxos das famílias n-3 e n-6. Devido à importância desses ácidos graxos para uma alimentação saudável é interessante que os produtores incluam fontes de ácidos graxos poliinsaturados na dieta dos peixes.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADAMS, R. P. Identification of Essential Oil Components by Gas Chromatography / Quadrupole Mass Spectroscopy. **Allured Publishing**, 2001.

AGUIAR, A. C.; MORAIS, D.R.; SANTOS, L.P.; STEVANATO, F.B.; VISENTAINER, J.E.L.; DE SOUSA, N.E.; VISENTAINER, J.V. Effect of flaxseed oil in diet on fatty acid composition in the liver of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Arc. Lat. de Nut.**, v.57, n. 3, p.273-277, 2007.

BOSCOLO, W. R.; SIGNOR, A.; FEIDEN, A.; BOMBARDELLI, R. A.; SIGNOR, A. A.; RIEDEL, A. Energia digestível para larvas de tilápia-do-nilo (*Oreochromis niloticus*) na fase de reversão sexual. **R. Bras. Zootec.**, vol.34 (6), 2005.

BRAGAGNOLO, N.; FIGUEREDO, M.J.; NUNES, M.L. Caracterização da fração lipídica de silagens de resíduos de tilápia para utilização em rações para aquicultura. **Aquicultura Brasil**, v.5, p.42, 1998.

CAMPOS-RAMOS, R.; HARVEY, S.C.; McANDREW, B.J.; PENMAN, D. J. An investigation of sex determination in the Mozambique tilapia, *Oreochromis mossambicus*, using synaptonemal complex analysis, fish, sex reversal and gynogenesis. **Aquaculture**, v.221, p.125-140, 2003.

CASTRO, F. A. F.; SANT'ANA, H. M. P.; CAMPOS, F. M.; COSTA, N. M. B.; SILVA, M. T. C.; SALARO, A. L.; FRANCESCHINI, S. C. C. Fatty acid composition of three freshwater fishes under different storage and cooking processes. **Food Chemistry**, 103(4), 1080-1090, 2007.

DHSS - Department of health and social security. (1984). Report on health and social subjects n. 28. Diet and cardiovascular Disease. London. **Meat Science, Oxford**, v. 42, p. 443-456, 1986.

DYERBERG, J.; BANG, H.O. Haemostatic function and platelet polyunsaturated fatty acids in Eskimos. **Lancet**. v. 2, p. 433-435, 1979.

EMKEN, E.A, ADLOF, R.O, GULLEY, R.M. Dietary linoleic acid influences desaturation and acylation of deuterium-labeled linoleic and linolenic acids in young adult males. **Biochim Biophys Acta**. 1213(3): 277-88, 1994.

FAGUNDES, L. A. **Guia de alimentação natural: alimentos que nos ajudam a viver melhor**. Porto Alegre : AGE, p. 83-91, 2003.

FAO - Food and Agriculture Organization of the United Nations. Disponível em: <<http://www.fao.org>>. Acesso em: 08 de dez. de 2007.

FERREIRA, M.W.; BRESSAN, M.C.; DE SOUZA, X.R.; VIEIRA, J.O.; FARIA, P.B.; ANDRADE, P.L. Efeito dos métodos de cocção sobre a composição química e perfil lipídico de filés de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus* Linnaeus 1757). **Ciênc. agrotec.**, Lavras, v.31, n.3, p.798-803, maio/jun 2007.

FITZSIMMONS, K. Tilapia: the most important aquaculture species of the 21 century. In: FITZSIMMONS, K.; CARVALHO FILHO, J. (Eds.) Proceedings from the fifth international symposium on tilapia aquaculture. Rio de Janeiro: **Panorama da aquacultura Magazine**, p.3-8, 2000.

FREITAS, J. V. F.; GURGEL, J. J. S. Estudos experimentais sobre a conservação da tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus* (L., 1766) , armazenada no gelo. **Boletim Técnico do Departamento Nacional de Obras Contra a Seca**, v. 42, n. 2, p.153-178, 1984.

GODA, A.M.A., EL-HUSSEINY, O.M., ABDUL-AZIZ, G.M., SULOMA, A., OGATA, Y.H. Fatty acid and free amino acid composition of muscles and gonads from wild and captive tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) (Teleostei: Perciformes): an approach to development broodstock diets. **Journal of Fisheries and Aquatic Science**, 2(2): 86-99, 2007.

IBAMA - Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Disponível em: <<http://www.ibama.gov.br>>. Acesso em: 12 de dez. de 2007.

HARRIS, K.B.; CROSS, H.R.; POND, W.G., MERSMANN, H. J. Effect of dietary fat and cholesterol concentrations of growing pigs selected for high or low serum cholesterol. **J Anim Sci**, v.71, p.807-810, 1993.

JAKOBSEN, K. Dietary modifications of animal fats: Status and future perspectives. **Fett Lipid**, v.101, n.12, p.475-483, 1999.

JHAM, G. N.; TELES, F. F. F.; CAMPOS, L. G. Use of aqueous hydrochloric acid/MeOH as esterification reagent for analysis of fatty acids derived from soybean lipids. **JAOCs, J. Am. Oil Chem. Soc.**, 59(3), 132-3, 1982.

JORGENSEN, K.A.; DYERBERG, J. Platelets and artherosclerosis. **Adv. Nutr. Res.** v. 5, p. 57, 1983.

JUSTI, K. C.; HAYASHI, C.; VISENTAINER, J. V.; SOUSA, N. E.; MATSUSHITA, M. The influence of supply time on the fatty acid profile of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fed on a diet enriched with n-3 fatty acids. **Food Chemistry**, 80, p.489-493, 2003.

JUSTI, K.C.; PADRE, R.G.; HAYASHI, C.; SOARES, C.M.; VISENTAINER, J.V.; SOUZA, N.E.; MATSUSHITA, M. Efeito da temperatura da água sobre desempenho e perfil de ácidos graxos de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*). **Acta Sci. Anim. Sci.**, Maringá, v. 27, n. 4, p. 529-534, Oct./Dec., 2005.

LIPIDLIBRARY - Disponível em: <<http://www.lipidlibrary.co.uk/index.html>>. Acesso em: 15 de jun. de 2008.

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

MARTIN, C.A.; ALMEIDA, V. V.; RUIZ, M.R.; VISENTAINER, J.E.L.; MATSHUSHITA, M.; SOUZA, N.E.; VISENTAINER, J.V. Ácidos graxos poliinsaturados ômega-3 e ômega-6: importância e ocorrência em alimentos. *Rev. Nutr.*, Campinas, 19(6):761-770, nov./dez., 2006.

MATOS, F. J. A. **Introdução a Fitoquímica Experimental**. 2 ed. edições UFC, p.125, 1997.

MURRAY, R.K.; GRANNER, D. K.; MAYES, P. A.; RODWELL, V. W. **Harper: bioquímica**. 7.ed. São Paulo: Atheneu, p.763, 1994.

NATIONAL RESEARCH COUNCIL. **Nutrient Requirements of Fish**. Washington: National Academic Press, p.114, 1993.

NANTON, D. The effects of temperature and dietary fatty acids on the fatty acid composition of harpacticoid copepods, for use as a live food for marine fish larvae. *Aquaculture*, v.175, p.167-181, 1999.

NOGUEIRA, A.C. Criação de tilápias em tanques-rede. **SEBRAE**, Bahia, p.23, 2007.

OLIVEIRA, A. M. B. M. S. **Substituição de Fontes Protéicas de Origem Animal por Fontes Protéicas de Origem Vegetal em Rações para o "Black Bass" *Micropterus salmonides***. 2003. 103 p. Tese (Doutorado em Agronomia) – Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2003.

OGAWA, M; MAIA, E. L. **Manual de pesca: ciência e tecnologia do pescado**. São Paulo: Varela,. v. 1, p. 430, 1999.

PROENÇA, C. E. M. & BITTENCOURT, P. R. L. **Manual de Piscicultura Tropical**. Brasília, IBAMA, 1994.

PUWASTIEN, P. K.; NAKNGAMANONG, Y.; BHATTACHARJEE, L. Proximate composition of raw and cooked thai freshwater and marine fish. *Journal Food Composition and Analysis*, v.12, p.9- 16, 1999.

RASOARAHONA, J.R.E.; BARNATHAN, G.; BIANCHINI, J.P.; GAYDOU, E.M. Influence of season on the lipid content and fatty acid profiles of three tilapia species (*Oreochromis niloticus*, *O. macrochir* and *Tilapia rendalli*) from Madagascar. *Food Chemistry*, 91, pp. 683–694, 2005.

SANDERSON, P. et al. UK Food Standards Agency α -linolenic acid workshop report. *Journal of Nutrition*, Philadelphia ,v.88, p.573-579, 2002.

SOUSA, N.E.; MATSUSHITA, M.; OLIVEIRA, C.C.; FRANCO, M.R.B.; VISENTAINER, J.V. Manipulation of fatty acid composition of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fillets with flaxseed oil. **J. Sci. Food Agric**, 87 (9), pp. 1677-1681. 2007.

SOUZA, N.E., MATSUSHITA, M., FRANCO, M.R.B., PRADO, I.N., VISENTAINER, J.V. Composição química, perfil de ácidos graxos e quantificação dos ácidos α -linolênico, eicosapentaenóico e docosahexaenóico em vísceras de tilápias (*Oreochromis niloticus*). **Acta Sci. Technol.**, Maringá, v. 27, n. 1, p. 73-76, Jan./June, 2005

STEVANATO, F.B.; ALMEIDA, V.V.; MATSUSHITA, M.; OLIVEIRA, C.C.; SOUSA, N.E.; VISENTAINER, J.V. Ácidos graxos e nutrientes em farinha de cabeças de tilápias (*Oreochromis niloticus*). **Ciênc. Tecnol. Aliment.**, Campinas, 28(2): 440-443, abr/jun 2008.

STICKNEY, R.R. Status of research on tilapia In: COSTA-PIERCE, B.A.; RAKOCY, J.E. (Eds.). *Tilapia aquaculture in the America*. Louisiana: World Aquaculture Society, v.2, p.21-33, 2000.