

LEANDRO FERNANDES LEMOS

**COMPARAÇÃO DO PERFIL DE ÁCIDOS GRAXOS DE JUNDIÁS,
Rhamdia quelen, CULTIVADO E SELVAGEM**

FLORIANÓPOLIS
2008



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE AQUICULTURA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA

Comparação do Perfil de Ácidos Graxos de Jundiás, *Rhamdia quelen*, Cultivado e Selvagem

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina como parte dos requisitos necessários para obtenção o título de Mestre em Aquicultura.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Débora Machado Fracalossi

Leandro Fernandes Lemos

FLORIANÓPOLIS
2008

Lemos, Leandro Fernandes,

Comparação do perfil de ácidos graxos de jundiás, *Rhamdia quelen*, cultivado e selvagem / Leandro Fernandes Lemos. – 2008.

48 f : grafs., tabs.

Orientadora: Débora Machado Fracalossi.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Aqüicultura.

1.Ácidos graxos; 2.Ambiente Natural; 3.Dessaturação; 4.Elongação; 5.Lipídios; 6.Piscicultura.

Comparação do perfil de ácidos graxos de jundiás, *Rhamdia quelen*, cultivado e selvagem.

Por

LEANDRO FERNANDES LEMOS

Esta dissertação foi julgada adequada para a obtenção do título de

MESTRE EM AQUICULTURA

e aprovada em sua forma final pelo Programa de Pós-Graduação em Aquicultura.

Prof. Cláudio Manoel Rodrigues de Melo, Dr.
Coordenador do Curso

Banca Examinadora:

Dra. Débora Machado Fracalossi - *Orientadora*

Dr. Alexandre Sachsida Garcia

Dra. Sueli Regina Baggio

Aos meus pais, Marinho e Virgínia, que
sempre sonharam com este momento.

AGRADECIMENTOS

A Deus, por todos os momentos de alegria e tristeza, por cuidar de mim, por ser meu melhor amigo e por mais uma conquista.

Aos meus pais, por sempre acreditarem em mim, pelo apoio, pela fé e amizade.

À minha irmã, Ligiani Fernandes Lemos, pelo carinho e ajuda nas análises estatísticas.

À minha orientadora, Professora Doutora Débora Machado Fracalossi, pela amizade, orientação, incentivo em todas as atividades relacionadas a este trabalho e, acima de tudo, por sempre está disposta a ouvir, contribuindo de forma ímpar para o meu crescimento profissional e pessoal.

Aos professores do Departamento de Aqüicultura da Universidade Federal de Santa Catarina, por, ao logo desses dois anos, contribuir com o meu conhecimento.

Ao Professor Doutor Renato Rodrigues Neto, por auxílio e colaboração com o trabalho.

À Doutora Sueli Baggio por colaborar, auxiliar e acreditar no trabalho.

Ao Instituto de Tecnologia de Alimentos (ITAL) pelas análises cromatográficas realizadas.

Ao meu companheiro “véio” de guerra, Gabriel Campana Loureiro, pela ajuda, mesmo que distante, nos momentos de insanidade.

Aos grandes amigos, que infelizmente ficarão pela estrada, mas sempre estarão na lembrança: Renato Eiji Kitagima; Ronaldo Lima de Lima; Fanny Ayumi Yasumaru; Aquiles Moraes; Vitor Augusto Giatti Fernandes, Kenzo Peixoto Hiratsuka, Neiva Braun e Giovanni Moro.

Ao Leonardo Matsunaga por ajudar na coleta dos tecidos dos peixes de cativeiro.

A todo o Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce, sem exceção.

Ao Sr. Onézio e Dona Ana por serem grandes amigos durante minha estada em Florianópolis.

A CAPES pela concessão de bolsa de mestrado.

Enfim, a todas as pessoas que direta ou indiretamente colaboraram para a realização desse trabalho.

“O mundo não é somente dias de sol ou arco-íris. É um lugar duro e cruel...e não importa o quão firme você pensa que é, ele sempre vai te deixar de joelhos. E se você não fizer nada, permanecerá assim. Ninguém, nem mesmo você, bate tão forte quanto a vida. Mas o negócio não é o quão forte você pode bater. Se trata de quanto você pode agüentar as pancadas e seguir em frente. Se você quer algo, vá lá fora e conquiste o que quer, mas você tem que estar disposto a agüentar as pancadas”

Rocky Balboa

SUMÁRIO

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	13
1.1 JUNDIÁ.....	13
1.2 ÁCIDOS GRAXOS ESSENCIAS.....	14
1.3 FONTES DE ÁCIDOS GRAXOS PARA ELABORAÇÃO DE RAÇÕES.....	16
1.4 BIODISSÍNTese DE HUFAs EM PEIXES.....	18
1.4.1 Regulação.....	19
1.4.2 Dessaturases e elongases.....	19
1.4.2.1 Estearol CoA (Δ -9) dessaturase.....	21
1.4.2.2 Δ -6 dessaturase.....	21
1.4.2.3 Δ -5 dessaturase.....	22
1.5 EICOSANÓIDES.....	22
1.6 PEIXES DE CULTIVO E AMBIENTE NATURAL.....	24
1.7 QUALIDADE DO PESCADO E SAÚDE HUMANA.....	25
COMPARAÇÃO DO PERFIL DE ÁCIDOS GRAXOS DE JUNDIÁ, <i>Rhamdia quelen</i>, CULTIVADO E SELVAGEM.....	27
RESUMO.....	27
INTRODUÇÃO.....	28
MATERIAL E MÉTODOS.....	29
<i>Coleta dos peixes</i>	29
<i>Extração dos lipídios</i>	30
<i>Cromatografia</i>	30
<i>Análise estatística</i>	31
RESULTADOS.....	31
DISCUSSÃO.....	35
AGRADECIMENTOS.....	39
REFERÊNCIAS.....	39
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	44

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Diferença entre compostos n-6 e n-3.....	15
Figura 2 - Biossíntese de HUFAs em animais. As setas marcadas indicam a ausência daquela enzima no animal.....	20
Figura 3 - Conversão do AA e do EPA em eicosanóides.....	23

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 - COMPOSIÇÃO DOS ÁCIDOS GRAXOS DE GORDURAS E ÓLEOS DISPONÍVEIS COMERCIALMENTE (TRIACILGLICERÓIS).....	17
Tabela 1 - Concentrações de ácidos graxos da dieta comercial fornecida ao jundiá em cativeiro (Porcentagem do total de ácidos graxos no lipídio total, extraído de 100 g de amostra).....	30
Tabela 2 – Concentração de ácidos graxos selecionados em tecido hepático de jundiá selvagem e cultivado. Resultados expressos em porcentagem do lipídio total, extraído de 100 g de amostra.....	32
Tabela 3 – Concentração de ácidos graxos selecionados em tecido gonadal de jundiá selvagem e cultivado. Resultados expressos em porcentagem do lipídio total, extraído de 100 g de amostra.....	33
Tabela 4 - Concentração de ácidos graxos selecionados em tecido muscular dorsal de jundiá selvagem e cultivado. Resultados expressos em porcentagem do lipídio total, extraído de 100 g de amostra.....	34

LISTA DE ABREVIACÕES

AA - cido Araquidnico
ACP - Proteína Transportadora de Acil
AGE – cido graxo essencial
AHA - American Heart Association
AL - cido Graxo Linoléico
ALN - cido Graxo α -Linolênico
CoA - Coenzima A
DHA – cido Docosahexaenóico
EPA - cidos Eicosapentaenóico
EPAGRI - Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina
g – grama
g – força gravitacional
HUFA - cido Graxo Altamente Insaturado
LT - Leucotrieno
LX - Lipoxin
m – Metro
mg – Miligrama
min – Minuto
mL – Mililitro
mm – Milímetro
MUFA – cidos graxo monoinsaturado
C – Grau Centgrado
PCB - Bifenila Policlorinada
PG - Prostaglandina
PUFA - cido Graxo Poliinsaturado
SBAN - Sociedade Brasileira de Alimentao e Nutrio
SDC - Estearol CoA (Δ -9) Dessaturase
SFA – cido graxo saturado
 μ L – Microlitro
 μ m – Micrmetro
v/v – Volume por Volume

RESUMO

O jundiá (*Rhamdia quelen*) é um bagre com grande potencial para a piscicultura continental no Sul do Brasil. Contudo, informação sobre suas exigências nutricionais é limitada e impede a formulação adequada de dietas. Para compreender as exigências em ácidos graxos dessa espécie, foi comparado o perfil de ácidos graxos entre fígado, gônadas e músculos de espécimes de jundiá cultivado (peso médio 439 g, n=12) e selvagem (peso médio 411 g, n=10), ambos os grupos foram amostrados durante o inverno. Como esperado, o perfil de ácidos graxos do jundiá cultivado foi fortemente influenciado pela composição da dieta comercial, e a relação n-3/n-6 e AA/AL foi significativamente mais baixa em todos os tecidos dos peixes cultivados. A comparação entre os perfis de ácidos graxos do peixe cultivado com o perfil da dieta comercial sugere que o jundiá tem capacidade de sintetizar HUFAs (AA, EPA e DHA) a partir de seus precursores (AL e ALN), pois o conteúdo da ração nestes ácidos é significativamente baixo quando comparado com o conteúdo de HUFAs no fígado (0,11; 0,04 e 0,13% *versus* 1,71; 0,24; 2,68%, respectivamente). Nossos resultados corroboram com o postulado que peixes de água doce são capazes de sintetizar HUFAs quando ácidos graxos precursores estão presentes na dieta. Entretanto, o acúmulo de ácidos graxos da série n-3 nos tecidos dos peixes selvagens pode ser um indicativo da sua importância fisiológica durante as baixas temperaturas do inverno. Desta forma, estudos complementares devem ser elaborados para elucidar se a provável síntese *de novo* de HUFAs n-3 é suficiente para promover um crescimento adequado para a espécie.

ABSTRACT

FATTY ACIDS PROFILE OF FARM-RAISED AND WILD JUNDIÁ, *Rhamdia quelen*

Jundiá is a freshwater catfish with good potential for aquaculture in South Brazil. However, information about its nutritional requirements is limited and prevents proper diet formulation. To further the knowledge about fatty acid requirement for this species we compared the fatty acid profile between wild and farm-raised specimens of jundiá sampled during the winter. Liver, gonads and muscle were analyzed in ten 411-g wild and twelve 439-g farm-raised fish respectively. As expected, the essential fatty acid profile of farm-raised jundiá was strongly influenced by the composition the commercial feed supplied, and n-3/n-6 and AA/AL were significantly lower in all tissues of farm-raised fish. Wild fish contained significantly lower amounts of n-6 fatty acids in muscle and gonads. Comparison between body fatty acid profile of farm-raised fish and fatty acid profile from their diet suggests jundiá ability to synthesize HUFAs (arachidonic acid, AA, eicosapentaenoic, EPA and docosahexaenoic, DHA) from its precursors (linoleic acid, AL and linolenic, ALN), since commercial feed HUFA contents were significantly lower (0.11, 0.04 and 0.13% *versus* 1.71, 0.24, and 2.68%, respectively) when compared to liver HUFAs content. Despite the lower n-3 fatty acid concentration in the commercial diet, the total concentration of n-3 fatty acids in the tissues was similar among wild and farm-raised fish. This tendency to accumulate n-3 fatty acids could be an indication of their important physiological role during the lower winter temperatures. Our findings corroborate the hypothesis that freshwater fish is capable to synthesize HUFAs if fatty acid precursors are present in the diet, reducing their importance in commercial feed formulated to jundiá.

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

1.1 JUNDIÁ

O jundiá, *Rhamdia quelen*, é um peixe de couro, cuja cor varia de marrom-avermelhado claro a cinza, com a parte ventral do corpo mais clara (BALDISSEROTTO; RADÜNZ NETO, 2004). Pertence a ordem dos Siluriformes e apresenta uma ampla distribuição geográfica que se estende desde o sul do México até o centro da Argentina (SILFVERGRIP, 1996). Apresenta crescimento bastante pronunciado nos primeiros anos de vida. Os machos possuem um crescimento maior que as fêmeas nos primeiros três ou quatro anos, quando a situação se inverte e estas passam a crescer mais rapidamente (BALDISSEROTTO; RADÜNZ NETO, 2004).

É um peixe dulcícola que habita cursos de água com abundante vegetação, de fundo lodoso e pouca corrente (BALDISSEROTTO; RADÜNZ NETO, 2004). As larvas alimentam-se de zooplâncton, mas os adultos apresentam hábito onívoro com uma tendência à carnivoría. Sua dieta é baseada em peixes, insetos, moluscos, crustáceos e, em menor quantidade, restos vegetais, o que caracteriza uma estratégia generalista, com um pico de atividade alimentar durante a noite (MEURER; ZANIBONI-FILHO, 1997).

O jundiá é considerado uma das espécies nativas mais importantes para a aqüicultura da região sul do Brasil, já que possui grande aceitação por parte dos consumidores e apresenta características como rusticidade; boa adaptação à criação intensiva; facilidade na indução reprodutiva; alta fecundidade; rápido crescimento mesmo nos meses mais frios; e carne saborosa com baixo teor de gordura e com poucas espinhas (ULIANA et al., 2001; FRACALLOSSI et al., 2004). Corroborando com isso, o jundiá converte bem o alimento, e quando manejado, retorna à alimentação normal em um curto espaço de tempo. Suas larvas aceitam ração desde o início da alimentação, sendo essa outra característica favorável para exploração da espécie em aqüicultura (FRACALLOSSI et al., 2002).

Nos últimos anos a criação do jundiá vem desenvolvendo progressivamente na região Sul do país, sendo sua produção destinada ao consumo local e a pescadores comerciais. Segundo dados da Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina - EPAGRI, a produção dessa espécie em Santa Catarina alcançou 219,3 toneladas no ano de 2005 (EPAGRI, 2006).

Mesmo com a recente intensificação da produção ainda há alguns entraves para que a produção se desenvolva em maior escala. Como exemplo, a maturação precoce, a susceptibilidade dos alevinos ao protozoário conhecido como íctio (*Ichthyophthirius multifiliis*) e a falta de informações sobre as exigências nutricionais da espécie (FRACALLOSSI et al., 2002).

Há no Brasil alguns grupos de pesquisa realizando estudos com o jundiá, contudo as exigências nutricionais dessa espécie ainda são pouco abordadas. Alguns trabalhos buscando a melhor fonte lipídica foram desenvolvidos; no entanto, pouco se conhece sobre a exigência dietética em ácidos graxos para essa espécie. Uliana et al. (2001) encontraram que os óleos de canola e de fígado de bacalhau são eficientes como suplemento lipídico na nutrição de larvas de jundiá. Melo et al. (2002) demonstraram, com inclusão de 5% na dieta, que o uso de banha suína causou maior

índice de deposição de gordura na carcaça de juvenis de jundiá, sendo que a maior deposição de proteína na carcaça ocorreu com o uso de óleo de canola. Já Vargas (2006) concluiu que o óleo de linhaça, rico no ácido graxo essencial linolênico (ALN, 18:3 n-3), pode ser utilizado como substituto ao óleo de peixe, rico nos ácidos graxos essenciais eicosapentaenóico (EPA, 20:5 n-3) e docosaehexaenóico (DHA, 22:6 n-3), sem afetar o desempenho de alevinos de desta espécie, quando alimentado por 30 dias. Esse autor sugeriu, portanto, que alevinos de jundiá possuem capacidade de alongação e dessaturação de precursores (ALN) dos ácidos graxos altamente insaturados (HUFA).

1.2 ÁCIDOS GRAXOS ESSENCIAIS

Os lipídios biológicos constituem um grupo de compostos que, apesar de quimicamente diferentes entre si, exibem a sua insolubilidade em água como característica definidora e comum a todos (LEHNINGER, 1995). Seu metabolismo é fundamental para a saúde, sobrevivência e sucesso das populações de peixes. Os lipídios dietéticos são extremamente importantes na nutrição dos peixes, pois são constituintes das membranas celulares, atuam como fonte de energia; transportam vitaminas e minerais lipossolúveis; aumentam o sabor e afetam a textura das dietas; além de serem uma fonte de ácidos graxos essenciais (AGEs) (RUYTER et al., 2000; SHIAU, 2002) e precursores de compostos biologicamente ativos como os eicosanóides, docosanóides e hormônios.

Quimicamente, os ácidos graxos são ácidos carboxílicos alifáticos de cadeias longas (BRUSCHI, 2001). A anotação deles envolve três números em seqüência: o primeiro denota o número de átomos de carbono presente na molécula, o segundo, separado por dois pontos do primeiro, representa o número de duplas ligações e o terceiro, designado como (n-), indica o número de átomos de carbono entre a terminação metil e a primeira dupla ligação. Dentro do grupo de ácidos graxos se destacam na nutrição de peixes os AGEs, que, de um modo geral, são importantes na manutenção da integridade estrutural e funcional das membranas celulares e na promoção do desenvolvimento visual e neurológico. Além disso, certos AGEs podem ter uma função mais específica como precursores de um grupo de autócrinas, mensageiros químicos produzidos por uma célula (chamado de agente autócrino), que age nesta mesma célula, de alta função biológica, conhecidos como eicosanóides que atuam em processos internos como a osmoregulação e resposta imune (MARCH, 1993; SARGENT et al., 1999; WEBSTER, 2002).

A essencialidade de um ácido graxo depende de sua estrutura química, especificamente da proximidade da posição de sua primeira dupla ligação em relação ao carbono terminal metil (LOVELL, 1998).

Os ácidos graxos das famílias n-3 e n-6 não são sintetizados *de novo* pelos vertebrados, incluindo os peixes, dado que estes não conseguem inserir duplas ligações no terceiro e sexto átomos a partir do grupo metil terminal (HOLMAN, 1986) (Figura 1). A família n-6 é derivada do ácido graxo linoléico (AL) (18:2 n-6) e a família n-3 é proveniente do ácido graxo α -linolênico (ALN) (18:3 n-3) (NRC, 1993; SIMOPOULOS, 2002). Portanto, esses ácidos graxos devem estar presentes na dieta de peixes e são denominados AGEs.

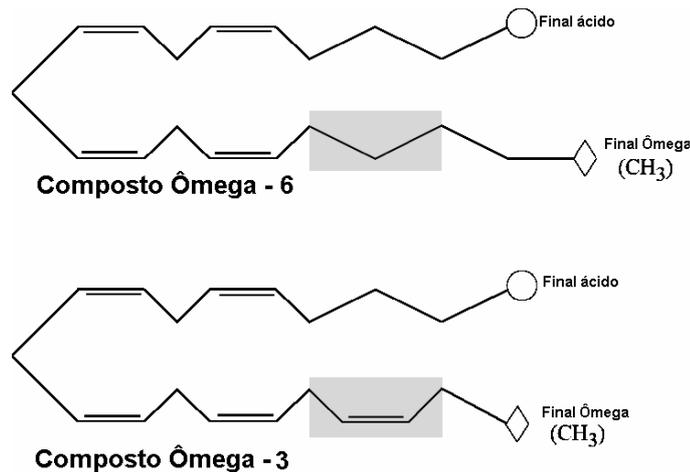


Figura 1 - Diferença entre compostos n-6 e n-3.

Contrariando a regra acima, os animais endotérmicos necessitam apenas de ácidos graxos com dupla ligação n-6 na dieta. Essa diferença em relação à exigência pode ser explicada possivelmente pelo fato dos AGEs serem componentes dos fosfolipídios das membranas, que devem estar em estado fluido para o bom funcionamento nas diversas temperaturas. A fluidez das membranas depende do balanço adequando dos ácidos graxos saturados e insaturados que compõem os fosfolipídios presentes. O papel dos ácidos graxos do tipo n-3 é manter a fluidez da membrana fosfolipídica a baixas temperaturas (LOVELL, 1998; CYRINO et al., 2004). Vários estudos têm mostrado que os lipídios da membrana celular dos peixes são afetados pela temperatura (LOVELL, 1998). Sellner e Hazel (1982) relataram uma mudança na composição dos ácidos graxos da membrana de células hepáticas de truta arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) com a mudança na temperatura da água, apesar da quantidade de fosfolipídio ter permanecido inalterada. Nesse estudo, quando a temperatura da água diminuiu, a quantidade relativa de ácidos graxos n-3 poliinsaturados - PUFAs, do inglês "*polyunsaturated fatty acids*"; cadeia com no mínimo 20 carbonos e duas duplas ligações (TOCHER, 2003) - aumentou na membrana fosfolipídica das células do fígado, enquanto que a quantidade de ácidos saturados decresceu e a quantidade de monoinsaturados permaneceu relativamente constante.

Portanto, peixes de águas frias possuem maior exigência em ácidos graxos n-3, comparativamente aos da série n-6. Já para os peixes de água quente a exigência pode ser suprida com uma mistura com ácidos graxos n-3 e n-6.

Uma vez ingeridos, os ácidos essenciais podem sofrer uma série de reações gerando ácidos graxos altamente insaturados (HUFA, do inglês "*high unsaturated fatty acid*"; cadeia com no mínimo vinte carbonos e três duplas ligações) (TOCHER, 2003). Nesse processo estão envolvidas enzimas de dessaturação e alongação. A dessaturação é caracterizada pela introdução de uma dupla ligação na cadeia de carbono e a alongação pela introdução de dois novos átomos de carbono (CALDER, 1998).

O AL é o principal precursor do ácido araquidônico (AA) (20:4 n-6), enquanto o ALN dá origem aos ácidos eicosapentaenóico (EPA) (20:5 n-3) e docosahexaenóico (DHA) (22:6 n-3). Dessa

forma, em organismos capazes de produzir HUFA, a relação dietética de ALN:AL é a principal responsável na determinação da composição final dos ácidos graxos nos tecidos. Entretanto, existem interações competitivas entre os ALN e AL no processo de conversão desses ácidos em HUFAs de 20 e 22 carbonos. Então, a composição final dos tecidos em um dada relação ALN:AL para uma dada espécie é difícil de prever com certeza. Em algumas espécies, incluindo a grande maioria dos peixes marinhos até então estudados, as taxas de alongação e dessaturação do ALN e do AL são negligenciáveis ou nulas, de tal forma que para esses organismos os ácidos DHA, EPA e AA são essenciais na dieta (SARGENT et al., 1999).

O DHA e o AA são exigidos para o bom desenvolvimento e funcionamento neural e os compostos derivados de AA e EPA, conhecidos como eicosanóides, têm uma grande variedade de funções sinalizadoras no organismo (LAURITZEN et al., 2001). Os eicosanóides são compostos derivados de HUFA de 20 carbonos, sendo formados virtualmente por todos os tecidos do corpo em pequenas quantidades e exercem uma grande variedade de funções fisiológicas, incluindo resposta imune e processos inflamatórios (SARGENT et al., 1999; LALL, 2000). O principal precursor de eicosanóides em peixes é o AA, uma vez que os eicosanóides formados pelo EPA são menos ativos biologicamente. Há uma competição entre os ácidos graxos com 20 carbonos no processo de síntese dos eicosanóides, sendo que o EPA dificulta a formação proveniente do AA. De forma semelhante, os eicosanóides formados pelo EPA interferem na ação dos eicosanóides formados pelo AA (SARGENT, 1997).

As exigências em AGEs na dieta para os peixes estão relacionadas com vários fatores, tais como a qualidade da fonte de lipídio, a relação de ácidos graxos n-3/n-6 na dieta, o estágio de desenvolvimento do animal e o metabolismo de ácidos graxos *in vivo*. Sendo assim, a exata quantidade de AGEs que uma espécie necessita é de difícil determinação (BEZARD et al., 1994).

Em espécies de peixes que podem dessaturar e alongar o AL ou ALN, uma ausência de um dos dois ácidos graxos na dieta levará a dessaturação e alongação do ácido oléico (18:1 n-9) para 20:3 n-9, o que caracteriza deficiência de AGE em muitos organismos terrestres. Assim quando AGEs são deficitários, há o aumento das concentrações de 20:3 n-9 incorporadas nos lipídios polares do tecido no lugar de AA, EPA ou DHA (HENDERSON; TOCHER, 1987; NRC, 1993).

Doenças causadas por deficiência em AGEs são relatadas em muitas espécies. Os principais sinais descritos na literatura para várias espécies de peixes são: lesões degenerativas no intestino, erosões nas nadadeiras e brânquias, baixa adaptabilidade às baixas temperaturas, síndrome do choque, miocardites, redução da taxa de crescimento, redução da eficiência alimentar e aumento da mortalidade. Além disso, a deficiência em AGEs também tem reduzido o desempenho reprodutivo de algumas espécies (NRC, 1993; MARCH, 1993; LOVELL, 1998).

1.3 FONTE DE ÁCIDOS GRAXOS PARA ELABORAÇÃO DE RAÇÕES

A principal fonte de lipídio utilizada em dietas para peixes são os óleos de peixes. Porém, com o declínio da pesca em todo o mundo, o alto uso destes óleos pela piscicultura se torna insustentável, o que prejudica o crescimento da atividade aquícola (BARLOW, 2000). Ainda, a

utilização de óleos de peixes em rações aumenta o acúmulo de bifenilas policlorinadas (PCBs), compostos tóxicos, cuja composição difere somente quanto ao número e a posição dos átomos de cloro substituídos na molécula da bifenila, estando presente em altas concentrações nos peixes marinhos selvagens (JACOBS et al., 2002).

Alternativas sustentáveis para os óleos de peixes têm desafiado fabricantes de rações e pesquisadores de todo o mundo. Uma possibilidade estudada são os óleos vegetais, que são ricos em PUFAs, mas carecem de HUFAs n-3. Sendo assim, atualmente existe interesse considerável nos caminhos de biossíntese de HUFAs para determinar efetivamente como os óleos vegetais podem ser utilizados para espécies aquáticas cultiváveis (SARGENT et al., 2002).

Os óleos de animais terrestres apresentam ácidos graxos de até quatro duplas ligações e um alto índice de ácidos graxos saturados. Somente os óleos de pescado apresentam longas cadeias de ácidos graxos com cinco ou seis duplas ligações, contendo em média 50% de PUFAs (Tabela 1) (PIGOTT; TUCKER, 1990).

TABELA 1 - COMPOSIÇÃO DOS ÁCIDOS GRAXOS DE GORDURAS E ÓLEOS DISPONÍVEIS COMERCIALMENTE (TRIACILGLICERÓIS) (ADAPTADO DE SARGENT ET AL., 2002 E OILWORLD, 2008).

Produção mundial em 2004 (x 10⁻³ ton)	Suíno	Palma	Colza	Soja	Oliva	Linhaça	Peixe
	7.284	29.953	14.771	30.887	2.896	625	1.084
Ácidos graxos							
16:0	26	61	5	11	14	7	18
16:1 n-7	3	tr	tr	tr	2	tr	7
18:0	15	5	2	4	3	5	5
18:1 n-9	49	26	60	22	69	18	13
18:2 n-6	tr	7	21	54	12	17	2
18:3 n-3	tr	tr	10	1	1	54	1
20:1 n-9	0	0	2	tr	tr	0	1
20:5 n-3	0	0	0	0	0	0	15
22:6 n-3	0	0	0	0	0	0	18

*tr – traços

A grande maioria dos ácidos graxos existentes no pescado contém entre 14 e 22 átomos de carbono, podendo ser saturados ou insaturados. A composição em ácidos graxos varia de acordo com a espécie animal, hábito alimentar, estação do ano, temperatura da água, dieta, habitat e estágio de maturação. Dentre os ácidos graxos insaturados mais comuns nos pescados estão: ácido monoênico (18:1 n-9), diênico (AL; 18:2 n-6), triênico (ALN; 18:3 n-3) e tetraênico (AA; 20:4 n-6). Como ácido pentaenólico, o principal é o EPA (20:5 n-3); e como hexaenólico, o DHA (22:6 n-3) (OGAWA; MAIA, 1999).

Óleos de origem vegetal apresentam altos índices de PUFAs, principalmente da série n-6 (AL), e são destituídos de HUFAs n-3 (EPA e DHA) (SARGENT et al., 2002). Contudo, alguns óleos como de soja, linhaça e canola apresentam ácidos graxos da família n-3, mas a maior fonte de HUFAs, principalmente dessa série, são os organismos marinhos, particularmente os peixes, devido à sua alimentação fitoplanctônica e zooplanctônica que concentra ácidos graxos dessa natureza

(PIGOTT; TUCKER, 1990; BELDA; POURCHET-CAMPOS, 1991). Assim, os peixes alimentados com óleos vegetais geralmente apresentam altos níveis de PUFAs e reduzidos níveis de HUFAs, o que compromete o valor nutricional para os consumidores (ZHENG et al., 2004).

1.4 BIOSÍNTESE DE HUFAs EM PEIXES

A biossíntese de HUFAs pode ser procedida por uma seqüência de dessaturação e alongação dos ácidos linoléico (AL) e α -linolênico (ALN). A síntese de AA é conseguida por uma Δ -6 dessaturação do 18:2 n-6 (AL) para produzir o ácido γ -linolênico (18:3 n-6), que é então alongado à dihomog γ -linolênico (20:3 n-6) e finalmente dessaturado na posição Δ -5 para produzir AA. O caminho para a síntese de EPA a partir de 18:3 n-3 (ALN) é essencialmente similar, mas a síntese de DHA requer dois passos de alongação, uma segunda Δ -6 dessaturação e um encurtamento da cadeia (CASTELL et al., 2004).

Nos primeiros trabalhos com peixes as dessaturases foram propostas como as enzimas limitantes na síntese de HUFAs, porém hoje também se reconhece o importante papel das elongases na regulação da síntese de ácidos graxos (GHIONI et al., 1999).

Os ácidos linoléico e α -linolênico são substratos para as mesmas dessaturases, de modo que as famílias n-3 e n-6 competem entre si pelas mesmas enzimas na via metabólica, sendo isso demonstrado em muitas espécies de peixes (SARGENT et al., 1999). Inclusive, foi evidenciada uma preferência das dessaturases Δ -5 e Δ -4 por ácidos graxos da série n-3, quando comparadas com as séries n-6 e n-9 (Inibição por substrato) (TOCHER et al., 1989). Além disso, pode ocorrer inibição da capacidade de biossíntese de HUFA em presença de altos níveis destes ácidos na dieta, o que reprimiria a expressão gênica das dessaturases (inibição por produto) (SARGENT et al., 2002).

Existe uma grande variação da capacidade de alongação e dessaturação dos PUFAs entre as espécies de peixes (ZHENG et al., 2005). Estudos recentes baseados na clonagem do DNA de enzimas responsáveis por esses processos, em várias espécies de peixes, demonstraram a existência de diferenças na capacidade de alongação e dessaturação entre peixes de água doce e peixes marinhos (ZHENG et al., 2004).

Espécies de peixes que exibem um “padrão de água doce” são capazes de converter PUFAs de 18 carbonos aos HUFAs fisiologicamente importantes. Em contraste, as espécies que possuem um típico “padrão marinho” não executam essas conversões em uma taxa apropriada, e então requerem na dieta uma fonte de HUFAs essenciais (SARGENT et al. 1995).

Esse paradigma foi baseado sob dados de poucas espécies, principalmente de trabalhos com truta arco-íris e *turbot* (*Scophthalmus maximus*). Todavia, outras espécies de peixes têm sido estudadas e também indicam que esse padrão é correto, embora tenha sido especulado que o “padrão marinho” pode na verdade ser um padrão associado com a adaptação para um estilo de vida carnívoro, uma vez que os carnívoros marinhos se alimentam de peixes menores que, a priori, são ricos em HUFAs n-3 derivados do fitoplâncton via zooplâncton e, conseqüentemente, não tem necessidade de alongar e dessaturar o ALN. Dando a impressão de que essa capacidade tem sido perdida durante o período evolutivo (MOURENTE; TOCHER, 1994; SARGENT et al., 1995).

1.4.1 Regulação

A síntese de HUFAs em peixes é influenciada por fatores ambientais (temperatura, salinidade e etc.) e nutricionais. Desta forma, Zheng et al. (2005) propuseram que os mecanismos moleculares que regulam esta capacidade são os mesmos, atuando de forma a regular a expressão gênica das dessaturases na síntese de HUFAs. Entre os fatores nutricionais, a substituição do óleo de peixe por óleos vegetais na dieta de vários salmonídeos proporcionou o aumento da atividade de dessaturação (TOCHER et al., 2001). Isso se deve à redução da supressão exercida pelos HUFAs da série n-3 presentes no óleo de peixe nas enzimas encarregadas do processo. Embora o mecanismo de regulação nutricional ainda não esteja completamente esclarecido, foi demonstrado que a expressão dos genes para elongases e dessaturases esta sob regulação nutricional (ZHENG et al., 2005).

Atualmente, as pesquisas estão voltadas para a relação entre as famílias de ácidos graxos n-3 e n-6 na dieta, e como esta relação influencia a habilidade de alongação e dessaturação na síntese de HUFAs. Nesse sentido, Sargent et al. (1999) demonstraram que o conteúdo de AL e ALN, bem como sua relação na dieta é um fator determinante nas concentrações finais dos ácidos DHA, EPA e AA no músculo. Ainda, recentemente foi demonstrada a importância da relação DHA:EPA:AA para o adequado desenvolvimento de larvas (Bell et al., 1997; Salze et al. 2005)

1.4.2 Dessaturases e elongases

Os animais são capazes de fazer a dessaturação do ácido esteárico (18:0) a ácido oléico (18:1 n-9), a qual é mediada pela enzima Δ -9 dessaturase. Entretanto, com certas exceções, os animais em geral carecem das enzimas Δ -12 e Δ -15 dessaturases, que são necessárias para a produção do AL e do ALN. Assim, esses ácidos graxos são considerados essenciais e devem ser obtidos por meio da dieta. Os AGEs podem ser posteriormente dessaturados e alongados em graus variados dependendo da espécie, atividade das enzimas Δ -6 e Δ -5 dessaturases e do tecido. Por exemplo, os peixes marinhos, tais como, *turbot*, dourada (*Sparus aurata*) e a tainha-garreto (*Liza aurata*) têm a Δ -6 dessaturase funcional, mas possui uma limitada atividade da Δ -5 dessaturase (MOURENTE; TOCHER, 1994), enquanto que os peixes de água doce como a carpa (*Cyprinus carpio*), a truta e as tilápias (*Oreochromis* spp.) têm Δ -5 e Δ -6 dessaturases funcionais e podem converter esses AGEs em AA, EPA e DHA (Figura 2) (HENDERSON, 1996).

encontradas apenas a acil-CoA dessaturase. As enzimas dessaturases podem ser ainda classificadas baseadas no doador de elétron utilizado (citocromo b5 *versus* Ferredoxin) com seus respectivos redutores, NADH ou NADPH. As acil-CoA dessaturases de animais geralmente usam citocromo b5 como doador de elétron (PEREIRA et al., 2003). As reações de transferência de elétrons mediadas por esses complexos ocorrem na superfície interna da membrana do retículo endoplasmático e, portanto, não são associados com a fosforilação oxidativa (VOET; VOET, 1995).

As enzimas dessaturases são específicas para o local, o número e a estereoquímica das duplas ligações já presentes nos ácidos graxos (PEREIRA et al., 2003). Como exemplo, podemos citar uma Δ -6 dessaturase, que pode introduzir duplas ligações apenas entre os carbonos 6 e 7 do ácido graxo, sendo os átomos de carbono numerados a partir da terminação carboxila.

1.4.2.1 Estearol CoA (Δ -9) dessaturase

A estearol CoA (Δ -9) dessaturase (SCD, do inglês "*stearoyl CoA (Δ -9) desaturase*") é uma das dessaturases mais estudadas. Esta enzima catalisa o primeiro passo do caminho de biossíntese de HUFAs, em outras palavras, incorpora uma dupla ligação no carbono 9 do ácido esteárico para produzir o ácido oléico. Esta enzima é uma proteína da membrana microsomal e funciona em conjunto com o citocromo b5 e a redutase citocromo b5 dependente de NADH (PEREIRA et al., 2003). Esta dessaturase apresenta dois longos domínios capazes de atravessar a bicamada lipídica, e três histidina-box conservados contendo oito resíduos de histidina com estrutura geral HX(3-4)H, HX(2-3)HH, HX(2-3)HH. Cada um desses resíduos de histidina é essencial para a atividade catalítica desta enzima (SHANKLIN et al., 1994).

A SCD é considerada a enzima limitante na síntese celular de ácidos graxos monoinsaturados, que possuem uma importante função na manutenção da fluidez das membranas. A alteração na relação de ácidos graxos saturados e monoinsaturados é responsável por várias doenças em humanos, tais como obesidade, doenças cardiovasculares, hipertensão, doenças imunes, doenças neurológicas, e câncer. A atividade de SCD é sentida por mudanças na dieta, instabilidade hormonal, etc. (NTAMBI, 1999).

1.4.2.2 Δ -6 Dessaturase

A Δ -6 dessaturase é encontrada no retículo endoplasmático das células animais. Ela catalisa as reações de transformações dos PUFAs em HUFAs. Esta enzima dessatura o AL (18:2 n-6) produzindo o ácido γ -linolênico (18:3 n-6); o ALN (18:3 n-3) a ácido estearidônico (18:4 n-3); o 24:4 n-6 a 24:5 n-6 e o 24:5 n-3 a 24:6 n-3. Os ácidos graxos de 24 carbonos são intermediários envolvidos na síntese de DHA (PEREIRA et al., 2003).

As Δ -6 dessaturases são classificadas como dessaturases dianteiras ("*front end*"), pois são capazes de introduzir uma dupla ligação entre uma dupla ligação pré-existente e a carboxila final do ácido graxo. Estas enzimas diferenciam-se das demais dessaturases por conter um domínio de

citocromo b5 unido à terminação N, que tem a função de doar elétrons durante a dessaturação (SAYANOVA et al., 1999).

Como em outras dessaturases da camada das membranas, a Δ -6 dessaturase tem uma parte principal dividida em três, compreendida de um grupo de oito histidinas conservadas: HX(3-4)HX(7-41)HX(2-3)HHX(61-189)HX(2-3)HH. Entretanto, a primeira histidina remanescente do terceiro histidina-box é substituída pelo aminoácido glutamina, que é fundamental para atividade catalítica, e não pode ser substituída pela histidina (SAYANOVA et al., 1999).

Os genes da Δ -6 dessaturase têm sido identificados em uma variedade de espécies. É esperado que as três Δ -6 dessaturases em mamíferos possuam 444 aminoácidos, sendo que 87% das seqüências encontradas em ratos e humanos são homólogas. Além disso, a proteína Δ -6 dessaturase tem sido purificada de microsomo de fígado de rato (OKAYASU et al., 1981). Entretanto, não há muitos progressos em termos das características bioquímicas desta enzima (SAYANOVA et al., 1999).

1.4.2.3 Δ -5 Dessaturase

A Δ -5 dessaturase catalisa o passo final na produção dos HUFAs de 20 carbonos, de AA e EPA. Esta dessaturase também é considerada uma dessaturase dianteira. Os genes da Δ -5 dessaturase têm sido identificados para várias espécies de animais. Na Δ -5 dessaturase humana é esperado também 444 aminoácidos e uma porção de 62% idêntica à Δ -6 dessaturase. Estudos têm confirmado que esta enzima é capaz de converter ácido dihomo- γ -linolênico (20:3 n-6) a AA e o ácido eicosatetraenóico (20:4 n-3) para EPA (LEONARD et al., 2000).

1.5 EICOSANÓIDES

Os eicosanóides são compostos de 20 carbonos formados em pequenas quantidades por todos os tecidos do corpo que possuem uma grande variedade de funções (SARGENT et al., 1999). Embora as relações entre os lipídios da dieta e as funções imunológicas em animais terrestres tenham sido estudadas extensivamente, há ainda poucos trabalhos feitos com organismos aquáticos (LALL, 2000).

Os HUFAs de 20 carbonos derivados dos AL e ALN são precursores de dois grupos de eicosanóides que são compreendidos de prostaglandinas e tromboxanas de um lado, bem como os leucotrienos e lipoxins do outro. Estes compostos podem ter diversas ações patofisiológicas que influenciam de forma direta a resposta imune e os processos inflamatórios. Os eicosanóides são sintetizados a partir dos ácidos dihomo- γ -linolênico (20:3 n-6), AA (20:4 n-6) e EPA (20:5 n-3), pela ação de duas enzimas oxigenases: ciclooxigenase e lipoxigenase. A lipoxigenase gera uma abrangência de ácidos graxos mono-hidroxi, enquanto os ácidos di e tri-hidroxi, tais como leucotrienos (LTs) e lipoxins (LXs) são também formados via intermediário epóxi (Figura 3) (LALL et al., 1998; LALL, 2000).

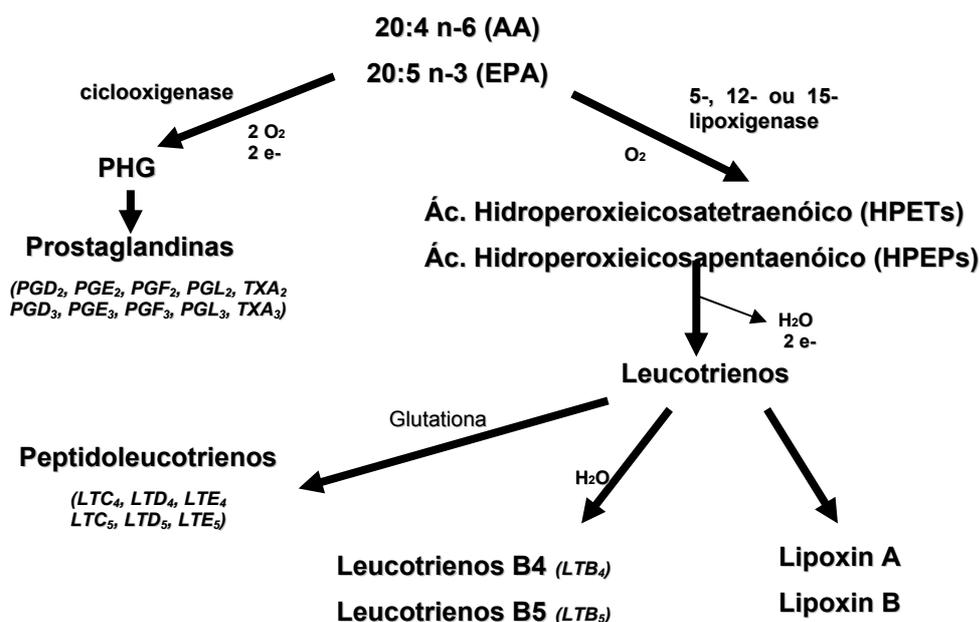


Figura 3 - Conversão do AA e do EPA em eicosanóides (adaptado de Lall, 2000).

As prostaglandinas (PGs) e leucotrienos constituem grupos de moléculas mediadoras extracelulares que fazem parte do sistema de defesa do organismo. Elas são formadas durante o processo inflamatório, e se a inflamação é causada pela invasão bacteriana, a formação destes eicosanóides irá estimular os macrófagos e outros leucócitos para começar o processo de destruição das bactérias. Segundo Rowley (1995), os eicosanóides podem ser envolvidos na regulação do sistema imunológico pelos seus efeitos diretos, como citado acima, ou seus efeitos indiretos, via citocinas.

O principal precursor de eicosanóides em peixes, assim como em mamíferos, é o AA, sendo que os eicosanóides formados a partir do EPA possuem baixa atividade biológica. Todavia, há uma inibição competitiva na produção dos eicosanóides derivados do AA por parte do EPA. De modo semelhante, os eicosanóides formados a partir do EPA interferem na ação dos eicosanóides formados a partir do AA (BELL et al., 1994; SARGENT et al., 1999). Assim, a natureza dos lipídios da dieta e a concentração dos AGEs têm um efeito direto sobre o metabolismo de eicosanóides e a função imunológica.

Uma dieta rica em PUFA n-6 produz níveis elevados de PGs da série-2, LTs da série-4 e LXs pró-inflamatórios derivados do AA, enquanto dietas contendo altos níveis de PUFA n-3 produzem PGs da série-3, LTs da série-5 e LXs, antiinflamatórios derivados do EPA. Geralmente, dietas contendo altos níveis de PUFA n-6 aumentam a resposta imunológica devido aos altos níveis de eicosanóides pró-inflamatórios e, dietas ricas em HUFAs n-3, podem ser imune supressoras devido aos elevados níveis de eicosanóides antiinflamatórios provenientes do EPA (FRACALOSSI; LOVELL, 1994; FRACALOSSI et al. 1994). Entretanto, o impacto dos ácidos graxos da dieta sobre a resposta imune é muito complexo e depende de vários fatores que influenciam a produção de eicosanóides

incluindo competição entre os ácidos graxos n-3 e n-6 durante o metabolismo de alongação e dessaturação de cadeia, o tipo de célula envolvida e a fonte de ácidos graxos da dieta (LALL, 2000).

Em vertebrados superiores, a relação ótima entre AA:EPA é incerta, mas uma relação de PUFAs na dieta n-6/n-3 por volta de 5:1 é sugerida como possível geradora de uma relação AA:EPA ótima no tecido (SARGENT et al., 1999). Já para os peixes, os estudos dos efeitos dos ácidos graxos n-3 e n-6 sobre a resposta imune são inconclusivos e muitas vezes contraditórios, embora a fisiologia dos peixes claramente opere em uma taxa de AA:EPA muito mais baixa quando comparada à fisiologia de mamíferos terrestres (LALL et al., 1998; SARGENT et al., 1999).

Erdal et al. (1991) encontrou uma diminuição dos anticorpos e da sobrevivência em salmões do Atlântico (*Salmo salar* L.) alimentados com altos níveis de HUFAs n-3. Além disso, estudo realizado por Fracalossi et al. (1994) mostrou que bagre americano (*Ictalurus punctatus*) alimentado com dietas contendo óleo de peixe sob condições de temperatura da água entre 29-30°C apresentou baixa sobrevivência após desafio com a bactéria patogênica *Edwardsiella ictaluri*, apesar de apresentar o melhor desempenho em crescimento quando comparado ao apresentado por peixes alimentados com outras fontes lipídicas. Entretanto, peixes alimentados com uma mistura de óleo de peixe, óleo de milho e gordura animal (1:1:1), apresentaram boa sobrevivência após o desafio, mas ganho em peso semelhante àqueles alimentados com óleo de peixe, indicando que o bagre americano, assim como animais endotérmicos, necessitam de ácidos graxos n-6 para uma melhor resposta imune.

Já Lingeenfelser et al. (1995) encontraram efeitos positivos dos ácidos graxos n-3 sobre algumas respostas imunes em bagre americano. Os peixes alimentados com dietas com altos níveis de ácidos graxos n-3 mostraram melhora na capacidade dos fagócitos em baixas temperaturas, enquanto peixes alimentados com altos níveis de ácidos graxos n-6 tiveram aumentado os fatores de resistência a doenças em altas temperaturas. Isso sugere que os efeitos fisiológicos nas diferentes temperaturas podem ser devido à função dos ácidos graxos n-3 na manutenção da fluidez da membrana, a qual é considerada de suma importância durante o processo de fagocitose.

Segundo Lall (2000) são necessários estudos adicionais para que se consiga estabelecer de forma clara a função dos lipídios da dieta sobre a resposta imune e resistência a doenças em peixes, sendo então indispensável atentar não apenas para o melhor balanço de AGEs na dieta que proporciona o melhor crescimento, mas também para a relação mais apropriada em manter a função imune e prevenir enfermidades nos peixes cultivados.

1.6 PEIXES DE CULTIVO E AMBIENTE NATURAL

Segundo Suárez-Mahecha (2002) cada vez mais fica provada a importância de conhecer as concentrações de ácidos graxos n-3 presente no pescado proveniente de ambiente natural e de cultivo, considerando-se a busca constante da sociedade contemporânea por alimentos mais saudáveis.

As práticas nutricionais convencionais não enfatizam a quantidade ideal de n-3 que deve estar presente na dieta dos peixes. Os peixes em seu ambiente natural consomem grande

quantidade de n-3 devido à ingestão de alimentos com alto teor desses ácidos. Os peixes em cativeiro normalmente apresentam um perfil com concentrações mais baixas de ácidos graxos n-3, uma vez que recebem n-3 de fontes oleaginosas. Isso porque os ingredientes das rações em aquicultura são incluídos mais em função dos seus custos do que em função do valor nutricional que possam proporcionar ao consumidor humano de pescado (PIGOTT; TUCKER, 1990).

Entretanto, Mnari et al. (2007), estudando o perfil de ácidos graxos em músculo e fígado de dourada encontrou valores mais altos de ácidos graxos n-3 em peixes cultivados do que em exemplares selvagens da mesma espécie, principalmente para os ácidos DHA e EPA, o que caracterizou uma alta da relação n-3/n-6.

Estudos realizados com a espécie marinha choupa (*Spondyliosoma cantharus*) durante um ano, relatam uma maior porcentagem dos ácidos AA e DHA em peixes selvagens em relação a peixes cultivados, enquanto estes apresentavam valores mais altos de AL e EPA (RODRÍGUEZ et al., 2004).

Suzuki et al. (1986) determinaram o perfil de ácidos graxos do músculo dorsal de carpa comum (*Cyprinus carpio*), a truta arco-íris e a enguia (*Symbranchus marmoratus*) em ambiente natural e em cativeiro. Nesse estudo, os autores encontram diferença entre a carpa de cativeiro, a qual apresentou valores elevados de EPA quando comparada com a de ambiente natural, enquanto que para a enguia houve apenas uma pequena diferença na concentração de ácidos graxos n-3 entre peixes coletados nos dois ambientes. Ainda neste estudo, foi observado valores mais altos de DHA para truta em ambiente natural, contudo os peixes de cultivo apresentaram uma maior quantidade de n-3 total. Adicionalmente, Blanchet et al. (2005) também encontraram valores mais altos de DHA em truta selvagem, porém esta apresentou maior quantidade de HUFAs n-3 em relação à truta em cativeiro.

Em valores absolutos, ou seja, quantidade de ácidos graxos n-3, Nettleton (2000) encontraram concentrações superiores nos seguintes peixes cultivados: truta, o salmão coho (*Oncorhynchus kisutch*) e o bagre americano. Todavia, o salmão coho e o bagre apresentaram concentrações inferiores de ácidos graxos n-3 quando comparadas àquelas observadas em peixes selvagens.

1.7 QUALIDADE DO PESCADO E SAÚDE HUMANA

Os peixes são um importante constituinte da dieta humana, uma vez que são fonte de diversos nutrientes, tais como proteínas de alto valor biológico, vitaminas, sais minerais e lipídios, além de fornecer HUFAs, principalmente EPA e DHA. Os HUFAs são essenciais no desenvolvimento neural intra-uterino e durante os primeiros anos de vida (MONTANO et al., 2001).

Nas últimas décadas, a prevalência de doenças cardiovasculares tem aumentado muito, tornando-se um grave problema para saúde pública. Alguns estudos demonstram que dietas com altos teores de ácidos graxos n-3 podem prevenir o desenvolvimento de arteriosclerose e trombose (HARRIS et al., 2004). A *American Heart Association* (AHA) e a Sociedade Brasileira de Alimentação e Nutrição (SBAN) recomendam uma ingestão máxima de gordura correspondente a 30% do total

energético da dieta e uma proporção de 1:2:1,5 entre ácidos graxos saturados, monoinsaturados e poliinsaturados, sendo considerada ótima uma relação entre ácidos graxos n-6 e n-3 igual a 4 (MELTZ et al., 1997; VANNUCCHI, 1990).

Os AGEs são utilizados em diversos países na prevenção e tratamento de vários distúrbios na saúde humana. São empregados em suplementos nutricionais, nutrição infantil, alimentos medicinais e veículos farmacêuticos (ARRUDA, 2004). Segundo Pacchioni (1999) sua indicação por médicos é cada vez mais freqüente, inclusive no Brasil, e os produtos disponíveis estão cada vez mais aperfeiçoados.

Martino e Takahashi (2001) mostram a necessidade de um perfil adequado do valor nutricional do pescado, salientando a obrigação dos nutricionistas em formular dietas para os organismos aquáticos também considerando, além dos custos e o atendimento às exigências, a importância do valor nutricional do pescado para o consumidor humano.

Suárez-Mahecha et al. (2002) em sua revisão sobre a importância dos PUFAs em peixes para a nutrição humana salientam a importância dos PUFAs n-3 no desenvolvimento da aquicultura comercial. Alegam que o aumento da piscicultura gera uma expansão dessa atividade em nível comercial, mas, para que essa indústria se desenvolva e seja valorizada por seus produtos é preciso dar maior ênfase à divulgação dos benefícios do consumo de pescado para a saúde humana, formando uma imagem renovada sobre a importância e as qualidades do pescado proveniente de cultivo como alimento funcional para o consumidor.

Pelo exposto acima, o presente estudo busca caracterizar a composição em ácidos graxos do jundiá na natureza e em cativeiro, contribuindo para futuros trabalhos sobre a determinação da exigência dietética em AGEs para essa espécie. Além disso, em segundo plano, mas não menos importante, avaliar a variação do perfil de ácidos graxos nos diferentes ambientes (cativeiro e natural) relacionando-a com o valor nutricional para o consumidor, considerando o potencial para cultivo da espécie estudada.

O artigo científico apresentado a seguir está de acordo com as normas da Revista *Fish Physiology and Biochemistry* (editora Springer), o qual será submetido para publicação.

Comparação do perfil de ácidos graxos de jundiá, *Rhamdia quelen*, cultivado e selvagem

L. F. Lemos¹, D. M. Fracalossi^{1*}, S. R. Baggio² e R. R. Neto³

¹ Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce, Departamento de Aqüicultura, Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Santa Catarina. Rodovia Admar Gonzaga, 1346, 88034-001, Florianópolis, SC, Brasil;

² Instituto de Tecnologia de Alimentos, Centro de Química de Alimentos & Nutrição Aplicada. Av. Brasil, 2880, 13070-178, Campinas, SP, Brasil;

³ Laboratório de Geoquímica Ambiental, Centro de Ciências Humanas e Naturais, Universidade Federal do Espírito Santo. Av. Fernando Ferrari, 514, 29075-910, Vitória, ES, Brasil.

*deboraf@cca.ufsc.br, autor para correspondência.

RESUMO

O jundiá é um bagre com grande potencial para a piscicultura continental no Sul do Brasil. Contudo, informação sobre suas exigências nutricionais é limitada e impede a formulação adequada de dietas. Para compreender as exigências em ácidos graxos dessa espécie, foi comparado o perfil de ácidos graxos entre fígado, gônadas e músculos de espécimes de jundiá cultivado (peso médio 439 g, n=12) e selvagem (peso médio 411 g, n=10), ambos os grupos amostrados durante o inverno. Como esperado, o perfil de ácidos graxos do jundiá cultivado foi fortemente influenciado pela composição da dieta comercial, e a relação n-3/n-6 e AA/AL foi significativamente mais baixa em todos os tecidos dos peixes cultivados. A comparação entre os perfis de ácidos graxos do peixe cultivado com o perfil da dieta comercial sugere que o jundiá tem capacidade de sintetizar HUFAs (AA, EPA e DHA) a partir de seus precursores (AL e ALN), pois o conteúdo da ração nestes ácidos é significativamente baixo quando comparado com o conteúdo de HUFAs no fígado (0,11; 0,04 e 0,13% *versus* 1,71; 0,24; 2,68%, respectivamente). Nossos resultados corroboram com o postulado que peixes de água doce são capazes de sintetizar HUFAs quando ácidos graxos precursores estão presentes na dieta. Entretanto, o acúmulo de ácidos graxos da série n-3 nos tecidos dos peixes selvagens pode ser um indicativo da sua importância fisiológica durante as baixas temperaturas do inverno. Desta forma, estudos complementares devem ser elaborados para elucidar se a provável síntese *de novo* de HUFAs n-3 é suficiente para promover um crescimento adequado para a espécie.

Palavras-chave: Ácidos graxos, ambiente natural, composição, dessaturação, alongação, lipídios, piscicultura.

1

Abreviações: AA - Ácido araquidônico; AL - Ácido linoléico; ALN - ácido α -linolênico; DHA - Ácido docosahexaenóico; EPA - Ácido eicosapentaenóico; HUFA - Ácido graxo altamente insaturado (≥ 20 carbonos com ≥ 3 duplas ligações); MUFA - Ácido graxo monoinsaturado; PUFA - Ácido graxo poliinsaturado (≥ 2 duplas ligações); SFA - Ácido graxo saturado; UHE - Usina Hidroelétrica.

INTRODUÇÃO

O jundiá (*Rhamdia quelen*) é uma espécie dulcícola da ordem Siluriformes e família Heptapteridae que apresenta uma ampla distribuição geográfica na América Latina (Silfvergrip 1996). É considerado uma das espécies nativas mais importantes na região Sul do Brasil, já que possui características que lhe confere grande aceitação por parte dos consumidores e boa adaptabilidade ao cativeiro (Uliana et al. 2001; Fracalossi et al. 2004). Apesar disso, as pesquisas na área de nutrição dessa espécie são ainda incipientes, o que representa um obstáculo para a intensificação de sua produção (Fracalossi et al. 2004).

Os ácidos graxos das famílias n-3 e n-6 não são sintetizados *de novo* pelos vertebrados, incluindo os peixes, dado que estes não conseguem inserir duplas ligações no terceiro e sexto átomos a partir do grupo metil terminal. Portanto, esses ácidos graxos devem estar presentes na dieta dos peixes e são denominados ácidos graxos essenciais. A família n-6 é derivada do ácido graxo linoléico (AL, 18:2 n-6) e a família n-3 é proveniente do ácido α -linolênico (ALN, 18:3 n-3) (NRC 1993; Simopoulos 2002). Algumas espécies podem alongar e dessaturar estes precursores, sintetizando os ácidos graxos altamente insaturados de cadeia longa (HUFA), como o araquidônico (AA, 20:4 n-6), eicosapentaenóico (EPA, 20:5 n-3) e docosahexaenóico (DHA, 22:6 n-3).

Nas últimas décadas tem ocorrido um crescente interesse na suplementação de ácidos graxos n-3 na dieta humana por seus efeitos benéficos à saúde, uma vez que estes podem prevenir o desenvolvimento de arteriosclerose e trombozes (Calder 2004). A *American Heart Association* recomenda o consumo de dieta rica em ácidos graxos n-3 pelo menos 2 vezes por semana (AHA, 2008). A principal fonte desses ácidos na dieta humana são os óleos de peixe, principalmente os marinhos. Além disso, os ácidos graxos altamente insaturados, conhecidos como HUFAs: molécula com pelo menos 20 carbonos e pelo menos 3 duplas ligações (Tocher 2003), são essenciais no desenvolvimento neural intra-uterino e durante os primeiros anos de vida (Montaño et al. 2001).

Já os ácidos da família n-6 tem, devido à função que essa série exerce em muitas atividades vitais celulares, uma grande importância na alimentação dos homens (Schmidt, 2000). Assim, estudos sobre os ácidos graxos das famílias n-3 e n-6 em peixes têm ganhado grande importância, tanto para suprir às exigências das espécies, quando cultivadas em pisciculturas, como para produzir alimentos mais saudáveis para os humanos.

Os peixes necessitam de determinados HUFAs para o crescimento, desenvolvimento e reprodução: ácido eicosapentaenóico, ácido docosahexaenóico e ácido araquidônico (Sargent et al. 1999). Esses ácidos exercem importante papel fisiológico nos peixes como componentes dos fosfolípidios da membrana celular e precursores de eicosanóides, compostos com funções biológicas variadas (Sargent et al. 2002). Ao contrário das células de mamíferos, que contém grande quantidade de AA, os peixes apresentam altos níveis de EPA e DHA e, por isso, têm uma alta exigência desses ácidos (Sargent et al, 1995, 2002).

Os peixes variam na sua exigência em ácidos graxos essenciais.

Certas espécies exibem um padrão conhecido como “água doce”, o que significa que são capazes de produzir esses HUFAs por meio da alongação e dessaturação de ácidos graxos poliinsaturados de 18 carbonos (AL e ALN), conhecidos como PUFAs: moléculas com pelo menos duas insaturações (Sargent et al. 1995; Tocher 2003). Em contraste, outras espécies possuem um padrão conhecido como “marinho” e não executam essas conversões em uma taxa apropriada, necessitando, portanto, de uma fonte de HUFAs na dieta (Sargent et al. 1995).

As exigências em lipídios apresentam uma maior variação que as exigências protéicas entre as diferentes espécies de peixes, representando um interessante campo de pesquisa (De Silva e Anderson 1995). Alguns estudos foram realizados com o objetivo de determinar a melhor fonte lipídica para o jundiá. Entretanto, pouco se conhece sobre a sua composição em ácidos graxos ou mesmo sobre sua exigência nesses nutrientes essenciais. Uliana et al. (2001) encontraram que os óleos de canola e de fígado de bacalhau são eficientes como suplemento lipídico na nutrição de larvas de jundiá. Melo et al. (2002) demonstraram, com inclusão de 5% na dieta, que o uso de banha suína causou maior índice de deposição de gordura na carcaça de juvenis de jundiá, sendo que a maior deposição de proteína na carcaça ocorreu com o uso de óleo de canola. Já Vargas (2006) concluiu que o óleo de linhaça, rico no ácido graxo essencial ALN, pode ser utilizado como substituto ao óleo de peixe, rico nos ácidos graxos essenciais EPA e DHA, sem afetar o desempenho de alevinos de desta espécie, quando alimentado por 30 dias. Esse autor sugeriu, portanto, que alevinos de jundiá possuem capacidade de alongação e dessaturação de precursores (ALN) dos ácidos graxos altamente insaturados (HUFA).

O objetivo deste estudo foi comparar o conteúdo de lipídio e o perfil de ácidos graxos do tecido hepático, muscular e gonadal de jundiá cultivado e selvagem durante o inverno, a fim de contribuir com futuros estudos sobre a exigência em ácidos graxos desta espécie, bem como sobre o valor nutricional desse pescado para o consumidor.

MATERIAL E MÉTODOS

Coleta dos peixes

Dez exemplares de jundiá selvagem com peso médio de $410,7 \pm 241,6$ g foram capturados em julho de 2007, utilizando-se a pesca de espinhel de fundo, em três pontos a montante do reservatório da Usina Hidrelétrica de Barra Grande, Rio Pelotas, Brasil ($27^{\circ}46'S$ e $51^{\circ}13'O$). Em agosto do mesmo ano, foram coletados doze exemplares de jundiá cultivados na Fazenda Mapiju, no município de Santo Amaro da Imperatriz/SC, Brasil ($27^{\circ}41'S$ e $48^{\circ}46'O$). Esses peixes apresentavam peso médio de $438,7 \pm 242,2$ g e recebiam dieta comercial extrusada - 36% de proteína bruta, $3.100 \text{ kcal} \times \text{kg}^{-1}$ de energia e 6 % de extrato etéreo (SUPRA Alisul – Alimentos S. A., São Leopoldo, RS, Brasil) - até a saciedade aparente, uma vez ao dia, por um período superior a um ano. O perfil de ácidos graxos da ração comercial está sumarizado na Tabela 1. Os pesos dos espécimes amostrados nos dois grupos seguiram uma distribuição normal, sendo as médias consideradas estatisticamente iguais, após teste t-Student ($P > 0,05$).

Tabela 1 – Concentrações de ácidos graxos da dieta comercial fornecida ao jundiá em cativeiro (Porcentagem do total de ácidos graxos no lipídio total, extraído de 100 g de amostra)¹.

Ácidos Graxos		Ácidos Graxos	
14:0	0,24	18:2 n-6 (AL)	6,44
15:0	0,04	18:3 n-3 (ALN)	0,38
16:0	4,47	20:2 n-6	0,01
17:0	0,11	20:3 n-6	0,02
18:0	2,30	20:4 n-6 (AA)	0,11
20:0	0,05	20:5 n-3 (EPA)	0,04
22:0	0,01	22:6 n-3 (DHA)	0,13
∑ saturados	7,22	∑ poliinsaturados	7,13
16:1 n-7	0,60	Lipídios totais	24,32
17:1 n-7	0,02	∑ Ácidos Graxos	23,25
18:1 n-9	8,06	n-3/n-6	0,08
20:1 n-11	0,04	EPA/DHA	0,31
∑ monoinsaturados	8,72		

¹ Valores representam média de três repetições.

Após as coletas, os animais foram sacrificados, identificados, pesados e medidos. Em seguida, as gônadas (ovários ou testículos), o fígado e parte da musculatura dorsal esquerda foram amostrados em cada peixe. As amostras de ambos os grupos de peixes foram acondicionadas em envelopes de papel alumínio e congeladas em nitrogênio líquido (-196 °C), por um período de 30 e 15 dias para as amostras de peixes selvagens e cultivados, respectivamente. Após, as amostras foram secas em liofilizador e armazenadas por 4 dias a aproximadamente -20°C até a análise dos lipídios.

Extração dos lipídios

Os extratos foram tratados e analisados como descrito em Neto et al. (2006). Resumidamente, foram utilizados aproximadamente 50 mg de tecido seco. Os lipídios totais foram extraídos com diclorometano:metanol (9:1 v/v), por meio de banho de ultra-som por 15 min, centrifugação (~1500 g) por mais 15 min e retirada do sobrenadante. Esse processo foi repetido três vezes e o sobrenadante acumulado (extrato). Logo após, os extratos de lipídios foram concentrados *in vácuo* (~1 mL) em um evaporador rotativo (30 °C). Os solventes foram removidos sob fluxo de nitrogênio e a concentração de lipídios totais, a qual foi determinada gravimetricamente (Neto et al, 2006). Os ácidos graxos foram transmetilados, conforme procedimento proposto por Christie (1982), sendo posteriormente analisados por cromatografia em fase gasosa. Extrações em branco foram realizadas para cada grupo de amostras, oriundas de jundiá selvagem ou cultivado, e o extrato resultante tratado como descrito acima.

Cromatografia

A cromatografia gasosa para a separação dos ácidos graxos foi realizada em um aparelho da marca VARIAN (Palo Alto, CA, EUA), modelo 3900, equipado com amostrador automático, injetor *split*, razão 75:1, coluna capilar Chrompack CP-SIL 88 (0,25 mm de diâmetro interno, 100 m de comprimento e

0,20 µm de filme – Middelburg, Holanda) e detector por ionização em chama. A temperatura inicial da coluna foi de 120°C por 5 min, havendo aquecimento de 120 a 220°C (3°C x min⁻¹) e de 220 a 235°C (1°C x min⁻¹), permanecendo na temperatura de 235°C por 12 min. A temperatura do injetor foi 270°C e a temperatura do detector 300°C. O gás de arraste foi o hidrogênio a uma vazão de 1 mL x min⁻¹; o gás *make-up* foi o nitrogênio a 30 mL x min⁻¹ e o volume de injeção foi de 1 µL.

A identificação dos ácidos graxos foi realizada por meio da comparação entre o tempo de retenção dos ácidos graxos das amostras e de 37 padrões de ácidos graxos saturados, monoinsaturados e poliinsaturados (Supelco 37 Component FAME Mix – SIGMA, St. Louis, MO, EUA). Os picos identificados foram integrados usando o aplicativo VARIAN STAR (Palo Alto, CA, EUA). A quantificação dos ácidos graxos foi realizada por normalização de área e os resultados expressos em percentagem do lipídio total, extraído de 100 g de amostra. O limite de detecção da técnica é de 0,01 por cento em 100 g de amostra.

Análise estatística

Os resultados são apresentados como a média ± desvio padrão. As amostras normalmente distribuídas foram comparadas utilizando o teste t-Student para duas amostras independentes e, nos casos em que não foi possível ser usado o teste paramétrico, utilizou-se o teste de Mann Whitney. Em todos os testes foi adotado o nível de significância de 5%. As análises foram feitas utilizando o software MINITAB 14.0 (Minitab Inc., State College, PA, USA).

RESULTADOS

O tecido hepático dos peixes selvagens apresentou quantidade significativamente ($P < 0,05$) maior dos ácidos graxos 16:1 n-7, 17:1, 18:3 n-3, 22:1 e 22:5 n-3, enquanto que o dos peixes cultivados, 18:0, 18:2 n-6, 18:3 n-6, 22:0 e 20:3 n-6 (Tabela 2).

Houve um acúmulo significativamente ($P > 0,05$) maior de alguns ácidos graxos da família n-6 (18:2 n-6, 18:3 n-6 e 20:3 n-6) no tecido hepático dos peixes cultivados. Contudo, o AA, mesmo apresentando-se em maior quantidade nesse grupo de peixes, não diferiu estatisticamente ($P < 0,05$) do valor encontrado nos peixes selvagens. A concentração de EPA e DHA também não diferiu entre os dois grupos.

Os ácidos graxos encontrados em maior quantidade ($P > 0,05$) nas gônadas (testículos e ovários) dos peixes selvagens foram: 17:0, 18:3 n-3, 22:1, 22:2 n-6, 20:5 n-3 e 22:5 n-3, enquanto que, nos peixes cultivados, 18:1 n-9, 18:2 n-6, 18:3 n-6, 20:3 n-6 e 22:0 (Tabela 3).

As gônadas dos peixes cultivados apresentaram significativamente ($P > 0,05$) maior quantidade total de ácidos graxos da família n-6. Por outro lado, com exceção do DHA e do 20:3 n-3, as quantidades dos outros ácidos n-3 foram significativamente ($P > 0,05$) maiores nas gônadas dos peixes selvagens, sendo que a concentração dos ácidos ALN e EPA foi quase três vezes maior no grupo selvagem quando comparada ao de cativeiro, apesar disso a quantidade total da série n-3 não diferiu entre os grupos.

A variação encontrada nos ácidos graxos no tecido muscular foi similar entre os grupos de peixes, sendo as diferenças menos pronunciadas que nos tecidos hepático e gonadal. Contudo, os peixes selvagens apresentaram significativamente ($P>0,05$) maior quantidade de 24:1 e, os cultivados, de 16:0; 18:1 n-9; AL e 20:3 n-6. Além disso, os peixes cultivados apresentam maior quantidade total de ácidos graxos da família n-6 e de ácidos monoinsaturados (MUFAs) (Tabela 4).

Tabela 2 – Concentração de ácidos graxos selecionados em tecido hepático de jundiá selvagem e cultivado. Resultados expressos em percentagem do lipídio total, extraído de 100 g de amostra.

Ácidos graxos	Fígado	
	Selvagem (n=10)	Cultivado (n=12)
14:0	0,42 ± 0,26 ^a	0,31 ± 0,24 ^a
15:0	0,09 ± 0,07 ^a	0,04 ± 0,05 ^a
16:0	5,33 ± 2,38 ^a	6,73 ± 3,47 ^a
17:0	0,15 ± 0,10 ^a	0,09 ± 0,13 ^a
18:0	1,75 ± 0,62 ^a	3,37 ± 2,28 ^b
20:0	0,02 ± 0,03 ^a	0,02 ± 0,04 ^a
22:0	0,01 ± 0,01 ^a	0,11 ± 0,09 ^b
Σ saturados	7,78 ± 3,11^a	10,71 ± 5,58^a
14:1 n-5	0,04 ± 0,05 ^a	0,01 ± 0,01 ^a
16:1 n-7	3,14 ± 2,59 ^b	1,75 ± 1,88 ^a
17:1 n-7	0,16 ± 0,08 ^b	0,03 ± 0,02 ^a
18:1 n-9	5,10 ± 1,73 ^a	7,04 ± 3,10 ^a
20:1 n-11	0,17 ± 0,06 ^a	0,25 ± 0,22 ^a
22:1 n-9	0,11 ± 0,10 ^b	0,04 ± 0,05 ^a
24:1 n-9	0,08 ± 0,12 ^a	0,06 ± 0,07 ^a
Σ monoinsaturados	9,31 ± 3,96^a	9,19 ± 4,51^a
18:2 n-6 (AL)	0,81 ± 0,52 ^a	2,26 ± 1,81 ^b
18:3 n-6	0,01 ± 0,03 ^a	0,08 ± 0,07 ^b
18:3 n-3 (ALN)	0,33 ± 0,33 ^b	0,10 ± 0,13 ^a
20:2 n-6	0,17 ± 0,09 ^a	0,52 ± 0,49 ^a
20:3 n-6	0,37 ± 0,17 ^a	1,24 ± 0,95 ^b
20:4 n-6 (AA)	1,46 ± 0,78 ^a	1,71 ± 0,05 ^a
22:2 n-6	0,13 ± 0,16 ^a	0,03 ± 0,04 ^a
20:5 n-3 (EPA)	0,36 ± 0,26 ^a	0,24 ± 0,33 ^a
22:5 n-3	0,43 ± 0,24 ^b	0,21 ± 0,24 ^a
22:6 n-3 (DHA)	1,77 ± 1,00 ^a	2,68 ± 2,20 ^a
Σ poliinsaturados	5,89 ± 3,23^a	9,04 ± 7,13^a
Σ ácidos graxos	24,38 ± 8,53^a	29,74 ± 15,10^a
Lipídios totais	27,09 ± 9,48^a	33,04 ± 16,77^a
Σ n-6	3,00 ± 1,59 ^a	5,79 ± 4,59 ^a
Σ n-3	2,89 ± 1,67 ^a	3,25 ± 2,61 ^a
n-3/n-6	0,95 ± 0,19 ^b	0,55 ± 0,09 ^a
AA/AL ¹	1,88 ± 0,85 ^b	0,78 ± 0,30 ^a
EPA/AA ¹	0,25 ± 0,12 ^b	0,10 ± 0,10 ^a
EPA/DHA ¹	0,20 ± 0,09 ^b	0,07 ± 0,09 ^a

^{a,b} Médias ou somatórias nas linhas diferem significativamente pelo teste de Mann Whitney, com exceção das médias da relação n-3/n-6, que diferem pelo t-Student.

Tabela 3 – Concentração de ácidos graxos selecionados em tecido gonadal de jundiá selvagem e cultivado. Resultados expressos em percentagem do lipídio total, extraído de 100 g de amostra¹.

Ácidos graxos	Gônada	
	Selvagem (n=10)	Cultivado (n=11)
14:0	0,18 ± 0,17 ^a	0,22 ± 0,17 ^a
15:0	0,06 ± 0,05 ^a	0,02 ± 0,03 ^a
16:0	3,16 ± 2,59 ^a	4,65 ± 3,17 ^a
17:0	0,14 ± 0,09 ^b	0,07 ± 0,07 ^a
18:0	2,23 ± 1,52 ^a	2,39 ± 1,83 ^a
20:0	0,01 ± 0,02 ^a	0,02 ± 0,04 ^a
22:0	0,01 ± 0,02 ^a	0,13 ± 0,09 ^b
∑ saturados	5,82 ± 4,26^a	7,53 ± 5,03^a
16:1 n-7	0,92 ± 0,74 ^a	1,11 ± 0,85 ^a
17:1 n-7	0,08 ± 0,06 ^a	0,07 ± 0,08 ^a
18:1 n-9	3,47 ± 2,68 ^a	5,78 ± 3,95 ^b
20:1 n-11	0,10 ± 0,10 ^a	0,18 ± 0,14 ^a
22:1 n-9	0,14 ± 0,16 ^b	0,02 ± 0,04 ^a
24:1 n-9	0,07 ± 0,08 ^a	0,10 ± 0,17 ^a
∑ monoinsaturados	4,77 ± 3,69^a	7,19 ± 5,06^a
18:2 n-6 (AL)	0,72 ± 0,69 ^a	2,62 ± 1,83 ^b
18:3 n-6	< 0,01	0,12 ± 0,09 ^b
18:3 n-3 (ALN)	0,30 ± 0,30 ^b	0,10 ± 0,13 ^a
20:2 n-6	0,14 ± 0,15 ^b	0,23 ± 0,17 ^a
20:3 n-6	0,35 ± 0,32 ^a	0,93 ± 0,67 ^b
20:4 n-6 (AA)	2,07 ± 1,67 ^a	1,44 ± 0,91 ^a
22:2 n-6	0,09 ± 0,09 ^b	0,04 ± 0,07 ^a
20:5 n-3 (EPA)	0,59 ± 0,63 ^b	0,22 ± 0,23 ^a
22:5 n-3	0,95 ± 0,87 ^b	0,29 ± 0,32 ^a
22:6 n-3 (DHA)	2,64 ± 1,86 ^a	2,06 ± 1,71 ^a
∑ poliinsaturados	7,90 ± 6,53^a	8,09 ± 5,45^a
∑ ácidos graxos	19,94 ± 14,93^a	23,70 ± 15,70^a
Lipídios totais	20,56 ± 17,17^a	26,56 ± 17,21^a
∑ n-6	3,40 ± 2,90^a	5,38 ± 3,37^b
∑ n-3	4,49 ± 3,64^a	2,70 ± 2,24^a
n3/n6	1,33 ± 0,15^b	0,48 ± 0,17^a
AA/LN¹	3,25 ± 1,33^b	0,69 ± 0,37^a
EPA/AA	0,26 ± 0,06^a	0,15 ± 0,11^a
EPA/DHA	0,20 ± 0,05^a	0,13 ± 0,11^a

^{a,b} Médias ou somatórias nas linhas diferem significativamente pelo teste de Mann Whitney, com exceção das médias da relação n-3/n-6, que diferem pelo t-Student.

¹ Os ácidos 14:1 n-5 e o 20:3 n-3 também foram detectados nas amostras, mas não foram incluídos nas tabelas por encontrarem-se em concentrações nos dois grupos (selvagem e cultivado) abaixo de 0,01 por cento.

Tabela 4 - Concentração de ácidos graxos selecionados em tecido muscular dorsal de jundiá selvagem e cultivado. Resultados expressos em percentagem do lipídio total, extraído de 100 g de amostra¹.

Ácidos graxos	Músculo dorsal	
	Selvagem (n=8)	Cultivado (n=10)
14:0	0,01 ± 0,02 ^a	0,02 ± 0,04 ^a
16:0	1,32 ± 0,32 ^a	2,36 ± 1,43 ^b
17:0	0,02 ± 0,02	< 0,01
18:0	0,51 ± 0,14 ^a	0,91 ± 0,58 ^a
22:0	< 0,01	0,01 ± 0,03
∑ saturados	1,88 ± 0,45^a	3,32 ± 1,99^a
16:1 n-7	0,18 ± 0,09 ^a	0,35 ± 0,33 ^a
17:1 n-7	< 0,01	0,02 ± 0,04
18:1 n-9	1,01 ± 0,17 ^a	2,60 ± 1,83 ^b
20:1 n-11	0,01 ± 0,01 ^a	0,03 ± 0,04 ^a
24:1 n-9	0,07 ± 0,06 ^b	0,01 ± 0,01 ^a
∑ monoinsaturados	1,35 ± 0,24^a	3,04 ± 2,17^b
18:2 n-6 (AL)	0,39 ± 0,24 ^a	1,42 ± 0,86 ^b
18:3 n-6	< 0,01	0,02 ± 0,03
18:3 n-3 (ALN)	0,08 ± 0,07 ^a	0,02 ± 0,04 ^a
20:2 n-6	0,02 ± 0,02 ^a	0,07 ± 0,08 ^a
20:3 n-6	0,11 ± 0,07 ^a	0,40 ± 0,29 ^b
20:4 n-6 (AA)	0,62 ± 0,26 ^a	0,71 ± 0,49 ^a
22:2 n-6	0,01 ± 0,01	< 0,01
20:5 n-3 (EPA)	0,16 ± 0,11 ^a	0,10 ± 0,11 ^a
22:5 n-3	0,23 ± 0,10 ^a	0,20 ± 0,17 ^a
22:6 n-3 (DHA)	1,04 ± 0,27 ^a	1,60 ± 1,03 ^a
∑ poliinsaturados	2,72 ± 0,58^a	4,59 ± 2,78^a
∑ ácidos graxos	6,11 ± 1,10^a	11,13 ± 6,79^b
Lipídios totais	6,79 ± 1,22^a	12,37 ± 7,54^b
∑ n-6	1,18 ± 0,37 ^a	2,65 ± 1,62 ^b
∑ n-3	1,53 ± 0,41 ^a	1,94 ± 1,23 ^a
n3/n6	1,39 ± 0,44 ^b	0,80 ± 0,45 ^a
AA/LN	1,87 ± 0,84 ^b	0,65 ± 0,64 ^a
EPA/AA	0,25 ± 0,12 ^a	0,15 ± 0,13 ^a
EPA/DHA	0,15 ± 0,10 ^b	0,06 ± 0,06 ^a

^{a,b} Médias ou somatórias nas linhas diferem significativamente pelo teste de Mann Whitney, com exceção das médias do 18:1 n-9 e das relações n-3/n-6 e EPA/DHA, que diferem pelo t-Student.

¹ Os ácidos 15:0, 20:0 e 22:1 também foram detectados nas amostras, mas não foram incluídos nas tabelas por encontrarem-se em concentrações nos dois grupos (selvagem e cultivado) abaixo de 0,01 por cento.

Em todos os tecidos analisados, as concentrações de ácidos graxos e de lipídios totais foram maiores nos peixes cultivados. Apesar disso, a diferença só foi estatisticamente ($P > 0,05$) comprovada no tecido muscular. As relações de n-3/n-6 foram maiores ($P > 0,05$) nos peixes selvagens nos três tecidos em estudo. A relação AA/LN foi significativamente ($P > 0,05$) mais elevada nos peixes selvagens. Ainda, a relação entre o EPA e o AA foi maior nos selvagens, mas estatisticamente significativa ($P > 0,05$) apenas no tecido hepático. A relação EPA/DHA também foi maior nos

selvagens, porém a diferença só foi confirmada estatisticamente ($P > 0,05$) nos tecidos hepático e muscular (Tabelas 2, 3 e 4).

DISCUSSÃO

A composição e relação entre os ácidos graxos nos peixes selvagens provavelmente reflete a exigência da espécie. Muitos autores comparam os lipídios de tecidos de peixes selvagens com os de peixes alimentados com dieta comercial para poder estimar o perfil dietético que melhor atenda a exigência lipídica do animal (Alasalvar et al. 2002; Cejas et al. 2003; Cejas et al. 2004, Rodriguez et al. 2004).

No presente estudo, a quantidade de ALN nos tecidos hepático e gonadal de peixes selvagens foi quase três vezes maior que a encontrada nos peixes cultivados. Essa diferença poderia indicar uma deficiência em ALN na dieta comercial. Já os valores de AL foram muito superiores no grupo dos cultivados, em todos os tecidos estudados. A quantidade de AL na ração é alta, o que refletiu na composição em ácidos graxos dos peixes de cativeiro. Essa forte influência da dieta no perfil dos tecidos é relatada em outras espécies de peixe (Ibeas et al. 1997; Alamansa et al. 1999; Ng et al. 2000; Regost et al. 2003). Os PUFAs precursores das séries n-3 e n-6, o ALN e o AL, respectivamente, não são sintetizados endogenamente pelos peixes, devido à carência das enzimas $\Delta 12$ e $\Delta 15$ dessaturases, que são capazes de inserir dupla ligação entre os carbonos 3-4 e 6-7 (Tocher 2003), assim como de hidrogenases que removem essas ligações insaturadas (Schaefer 2002). Sendo assim, espera-se que o perfil de ácidos graxos dos tecidos corresponda ao perfil encontrado na dieta.

As fontes lipídicas nas dietas comerciais para peixes constituem-se, em sua maioria, de óleo de peixes marinhos ricos em HUFAs n-3, principalmente EPA e DHA, importantes componentes das presas dos peixes selvagens (Souza et al. 2007). Todavia, a análise do perfil de ácidos graxos da ração fornecida ao jundiá cultivado revelou quantidades relativamente baixas desses ácidos graxos. Apesar disso, foi registrada uma alta concentração de HUFAs nos tecidos dos peixes cultivados, quando comparada àquela presente na ração comercial. Este fato, aliado às altas concentrações de AA, EPA e DHA observadas nos tecidos de jundiá cultivado, as quais foram similares às encontradas em jundiá selvagem (com exceção da concentração de EPA nas gônadas, que foi maior nos peixes selvagens), sugerem que o jundiá é capaz de alongar e dessaturar PUFAs de 18 carbonos da dieta. Isto significa que os HUFAs (EPA, DHA e AA) parecem não ser essenciais na dieta do jundiá. Vargas (2006), substituindo o óleo de peixe, ricos em HUFAS n-3, por óleos vegetais (linhaça e milho – ricos em ALN e AL, mas pobres em HUFAs) na dieta de alevinos de jundiá, sugeriu a capacidade de alongação e dessaturação dessa espécie, já que valores altos de HUFAs foram encontrados na composição corporal dos peixes que consumiram somente óleos vegetais, pobres em HUFAs. Os resultados encontrados no presente estudo, portanto, corroboram os encontrados por Vargas (2006) para o jundiá, bem como para outras espécies de peixes de água doce como a truta arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) (Buzzi et al. 1996; Fonseca-Madrugal et al., 2005), peixe-zebra (*Danio rerio*)

(Tocher et al. 2002) e tilápia (*Oreochromis niloticus*) (Tocher et al. 2002), em que a mesma capacidade de alongação foi observada.

Alguns animais conseguem dessaturar e alongar o ALN e o AL em HUFAs. O grau com que os peixes executam essa conversão é dependente da atividade relativa das enzimas de alongação e dessaturação dos ácidos graxos, bem como a capacidade do organismo de obter esses HUFAs diretamente pela dieta (Tocher 2003). Embora o mecanismo de regulação nutricional ainda não esteja completamente esclarecido, foi demonstrado que a expressão dos genes para elongases e dessaturases está sob regulação nutricional (Zheng et al. 2005). Pode ocorrer inibição da capacidade de biossíntese de HUFAs em presença de altas concentrações desses ácidos na dieta, o que reprimiria a expressão gênica das dessaturases (Sargent et al. 2002).

A concentração de AA não diferiu entre os grupos selvagem e cultivado, em nenhum tecido analisado. Porém, o ácido graxo 20:3 n-6 (presente em baixas quantidades na ração comercial), que é um dos produtos intermediários na biossíntese de AA - a partir do seu precursor AL - foi significativamente maior nos peixes cultivados. No fígado dos peixes cultivados, a quantidade desse ácido chegou a ser três vezes maior que aquela encontrada no fígado dos peixes selvagens. Estes resultados sugerem que há uma alta atividade da enzima Δ -6 dessaturase nos peixes cultivados, o que, possivelmente, pode ser explicado pela grande disponibilidade de substrato (AL). Contudo, um excesso de AL pode interferir de forma direta na biossíntese dos demais HUFAs, já que há uma competição entre as famílias n-3 e n-6 pelas mesmas enzimas na via metabólica, sendo isso demonstrado em muitas espécies de peixes (Sargent 1999). Os ácidos de diferentes séries (n-3, n-6 e n-9) competem entre si, especialmente na etapa de dessaturação pela dessaturase Δ -6. Em geral, as enzimas dessaturases apresentam maior afinidade pelos substratos de maior insaturação (Tocher et al. 1989). Nesse sentido, Sargent et al. (1999) atenta para a importância do conteúdo de AL e ALN, bem como sua relação na dieta como um fator determinante nas concentrações finais dos ácidos DHA, EPA e AA no organismo.

A quantidade total de ácidos graxos da série n-3 nos tecidos não diferiu entre os dois grupos analisados, o que indica que o jundiá em cativeiro, mesmo possuindo uma dieta pobre em ácidos graxos dessa família, consegue manter em seus tecidos níveis de ácidos graxos n-3 comparáveis aos jundiás coletados no ambiente natural, durante o inverno. Ácidos graxos da série n-3 tendem a se acumular nos tecidos de organismos ectotérmicos durante o inverno. Este fenômeno é conhecido como adaptação homeoviscosa e permite um melhor funcionamento das membranas a baixas temperaturas (Sinensky 1974). A configuração n-3 permite um maior grau de insaturação do ácido graxo, o que afeta seu ponto de fusão e suas propriedades físicas na composição das membranas celulares (Lovell 1998). No presente estudo, este fenômeno de acúmulo de ácidos graxos n-3 foi também observado e pode ser uma indicação de sua importante função fisiológica durante as baixas temperaturas do inverno. Lingenfelter et al. (1995) relataram efeitos positivos dos ácidos graxos n-3 sobre algumas respostas imunes em bagre americano (*Ictalurus punctatus*). Os peixes alimentados com dietas com altos níveis de ácidos graxos n-3 mostraram melhora na atividade fagocitária em baixas temperaturas, enquanto os peixes alimentados com altos níveis de ácidos graxos n-6 mostraram melhora nos fatores de resistência a doenças (produção intracelular de ânions superóxido)

em altas temperaturas. Provavelmente estas respostas diferenciadas se devem à propriedade dos ácidos graxos n-3 em manter a fluidez da membrana em baixas temperaturas e conseqüentemente permitir uma adequada atividade fagocitária.

O total de ácidos graxos da família n-6 no músculo e nas gônadas dos peixes cultivados foi significativamente maior ($P>0,05$) que o encontrado nos peixes selvagens. Essas diferenças eram esperadas e foram causadas provavelmente pelos altos níveis de AL da dieta. Já a concentração de EPA das gônadas foi significativamente maior nos peixes selvagens. Isso sugere que, mesmo com síntese de HUFAs a partir de precursores de cadeia curta da dieta (AL e ALN), provavelmente esta não supre às necessidades em EPA desse tecido. Desta forma, é aconselhável uma suplementação de EPA na dieta de jundiá em estágio de maturação, quando criados em sistema intensivo, considerando-se que a composição dietética afeta profundamente o desenvolvimento das gônadas e a fecundidade em peixes (Watanabe et al. 1984), bem como a qualidade dos ovos de várias espécies, tal como demonstrado em *ayu* (*Plecogloss altivelis*), carpa (*Cyprinus carpio*), truta arco-íris por Watanabe (1985) e em peixe zebra, por Meinelt et al. (1999). Os tecidos dos peixes capturados na natureza apresentaram uma relação AA/AL significativamente maior que aqueles dos peixes de cativeiro. Provavelmente essas diferenças se devam à grande quantidade de AL presente na dieta dos peixes cultivados.

Os altos valores qualitativos (percentuais) de DHA encontrados nos tecidos dos dois grupos podem indicar que há uma retenção de DHA e/ou uma hábil síntese deste a partir do ALN pelo jundiá. Tocher et al. (2002) encontraram uma eficiente capacidade de produção de DHA a partir do ALN na tilápia do Nilo. Além disso, Ng et al. (2006) constataram uma retenção seletiva de DHA quando tilápias eram alimentadas à base de farinha de peixe. A retenção de DHA pode estar ligada à alta taxa de beta-oxidação de EPA quando comparada com a do DHA, particularmente na mitocôndria (Madsen et al. 1998). A diferença encontrada na quantidade de EPA entre os tecidos avaliados no presente estudo (valores mais baixo no tecido muscular), pode também ser explicada por essa preferência na beta-oxidação mitocondrial pelo EPA, já que essa oxidação é dominante na musculatura, ou seja, essa oxidação ocorre em uma taxa mais elevada nos músculos se comparada com que acontece nas células hepáticas e gonadais (Froyland et al. 2000).

A relação EPA/DHA foi maior nos peixes selvagens nos tecido hepático e muscular. Não foram encontradas diferenças entre os grupos estudados para a relação EPA/DHA no tecido gonadal. Entretanto, muitas pesquisas têm demonstrado a importância da relação EPA/DHA para sobrevivência, crescimento e qualidade de ovos em peixes marinhos (Mourente e Tocher 1993). Henderson et al. (1984) encontraram baixas taxas de EPA/DHA em ovas de *capelin* (*Mallotus villosus*), o que foi atribuído a um catabolismo seletivo do EPA em relação ao DHA nos processos oxidativos dos ácidos graxos, a fim de produzir energia para a gametogênese, o que resultou em ovos ricos em DHA.

Atualmente, os HUFAs n-3 assumem uma posição de destaque na nutrição humana, sendo objeto de vários estudos. O EPA interfere na produção de prostaglandina trombótica e tromboxano (Goodnight et al. 1982; Johnston 1987) e, devido aos estudos com eicosanóides, têm se conhecido as suas ações vasculares e hemostáticas (Leaf e Weber 1988). Para peixes, foi mostrado que o DHA

é necessário para o desenvolvimento neural e visual normal (Bell et al 1995). Além disso, estudos mostram que a deficiência desse ácido na dieta pode causar pigmentação anormal em larvas de *Hippoglossus hippoglossus* (McEvoy et al. 1998). A função que o DHA desempenha durante a vitelogênese (Sargent et al 1995) e na larvicultura (Rodriguez et al 1998) tem sido amplamente discutida. Em humanos, o DHA tem importante papel no desenvolvimento neurológico (Horrocks e Yeo 1999) e, ainda, em estudos realizados com ratos, Lim et al. (2005) encontraram uma redução dos níveis de beta-amilóide, substância associada com o mal de Alzheimer, em animais alimentados com dietas ricas nesse ácido graxo.

A relação EPA/AA no tecido hepático dos peixes cultivados foi maior que aquela encontrada nos peixes selvagens. Nos demais tecidos (muscular e gonadal) não houve diferença. Rodriguez et al. (2004), em estudo com a choupa (*Spondyliosoma cantharus*), consideraram que a alta relação EPA/AA observada nos tecidos dos peixes cultivados quando comparados com peixes capturados em ambiente natural podem afetar as funções fisiológicas dos animais, até mesmo a reprodução. Os ácidos de 20 carbonos, principalmente o AA, são precursores de eicosanóides de importância biológica (Henderson e Tocher 1987). Através de conversões metabólicas pelas enzimas oxigenases, o AA é mediador de várias funções fisiológicas, tais como: osmorregulação, funções cardiovasculares, controle neural e funcionalidade do sistema reprodutor (Mustafá e Srivasta 1989). Apenas recentemente tem se dado a devida atenção a esses ácidos na fisiologia e nutrição de peixes (McEvoy et al. 1998; Bell e Sargent 2003; Harel e Place 2003).

Os altos valores de MUFA observada no músculo dos peixes cultivados – 3,04 % dos lipídios totais (23,4% dos ácidos graxos da amostra) – devido ao 18:1 n-9, que é o ácido em maior quantidade na dieta comercial utilizada no cultivo. Ng et al. (2000), em estudo com o bagre (*Mystus nemurus*), encontraram valores altos (21,2 – 44,4% dos ácidos graxos amostrados) de 18:1 n-9 no músculo de peixes alimentados com dietas semi-purificadas por 10 semanas. Adicionalmente, Bogut et al. (2002) relataram também valores relativamente altos (19,21 – 22,46% dos ácidos graxos amostrados) desse ácido na carne do bagre europeu (*Silurus glanis*).

Nos tecidos muscular, hepático e gonadal foi encontrada uma relação n-3/n-6 maior nos peixes selvagens. Segundo Justi et al. (2003), a composição, a distribuição e a relação entre as séries n-3 e n-6 nos peixes são influenciadas basicamente por três fatores: genético, ambiental e, fundamentalmente, nutricional. Mesmo contendo grandes quantidades de AL na dieta consumida pelo grupo dos cultivados, a relação n-3/n-6 de todos os tecidos, em ambos os grupos, está dentro dos valores recomendados para a nutrição humana, que é, segundo o *U S Department of Health* (1994), maior que 0,25. Relações altas de HUFAs n-3 podem reduzir a ocorrência de doenças cardiovasculares (Kris-Etherton et al. 2003) e até mesmo prevenir o aparecimento de câncer de mama em mulheres pré-menopausa (Goodstine et al. 2003). Essa relação ganha maior importância quando se trata do músculo do peixe, já que é, *a priori*, a parte utilizada na alimentação humana. A *American Heart Association* recomenda uma proporção de 1:2:1,5 entre ácidos graxos saturados, MUFAs e PUFAs, respectivamente (Meltz et al. 1997). Na musculatura dos dois grupos aqui estudados, excetuando os MUFAs, os valores encontrados foram próximos aos recomendados (selvagem – 1:0,72:1,44; cultivado – 1:0,92:1,38).

Os resultados encontrados nos permitem sugerir, que o perfil de ácidos graxos nos tecidos dos peixes cultivados foi influenciado pela composição em ácidos graxos da ração comercial. Além disso, o jundiá em cativeiro, quando alimentado com uma dieta rica em AL e baixa concentração de HUFAs, parece apresentar uma importante capacidade de alongar e dessaturar ácidos graxos de 18 carbonos. Os peixes de cativeiro, aparentemente, apresentaram uma alta capacidade de produção de HUFAs n-6. Nos peixes cultivados, as concentrações de EPA e ALN foram significativamente mais baixas nas gônadas e em todos os tecidos, respectivamente, quando comparadas àquelas observadas em jundiá selvagem, o que poderia indicar uma deficiência desses ácidos graxos na ração fornecida à espécie. Apesar da baixa concentração de ácidos graxos n-3 na dieta comercial, as concentrações total da família n-3 nos tecidos foram similares entre os grupos. Esta tendência de acúmulo de ácidos graxos n-3 pode ser um indicativo de sua importante função fisiológica durante as baixas temperaturas do inverno. O jundiá apresentou concentrações percentuais altas de DHA em seus tecidos, provavelmente resultante de uma alta capacidade de síntese deste ácido graxo pelo jundiá e/ou por uma capacidade de retenção seletiva desse ácido. O grupo de peixes selvagens apresentou maior relação n-3/n-6 em todos os tecidos. Contudo, ambos os grupos apresentaram uma relação n-3/n-6 considerada adequada para a alimentação humana. De qualquer forma, o balanço de ácidos graxos no fígado, músculo e gônadas; leva-nos a crer que estudos adicionais serão necessários, preferencialmente incluindo marcadores radioisótopos, para melhor entender o metabolismo dos ácidos graxos em jundiá.

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão de bolsa de mestrado para o primeiro autor. Ao Professor Doutor Evoy Zaniboni Filho e à equipe de campo do LAPAD por auxiliar na logística para a coleta dos peixes selvagens e cultivados.

REFERÊNCIAS

- AHA - American Heart Association (2008) Fish and omega-3 fatty acids. <http://www.americanheart.org/presenter.jhtml?identifier=4632>. Cited 21 Feb. 2008
- Almansa E, Pérez M J, Cejas J R, Badía P, Villamandos J R, Lorenzo A (1999) Influence of broodstock gilthead seabream (*Sparus aurata* L.) dietary fatty acids on egg quality and egg fatty acid composition throughout the spawning season. *Aquaculture* 170:323-336.
- Alasalvar C, Taylor K D A, Zubcov E, Shahidi F, Alexis M (2002) Differentiation of cultured and wild sea bass (*Dicentrarchus labrax*): total lipid content, fatty acids and trace mineral composition. *Food Chem.* 79:145-150
- Bell J G, Sargent D R (2003) Arachidonic acid in aquaculture feeds: current status and future opportunities. *Aquaculture* 218:491-499
- Bell M V, Batty R S, Dick J R, Fretwell K, Navarro J C, Sargent J R (1995) Dietary deficiency of docosahexaenoic acid impairs vision at low light intensities in juvenile herring (*Clupea harengus* L.). *Lipids* 30:443-449

Bogut I, Has-Schön E, Cacic M, Milakovic Z, Novoselic D, Brkic S (2002) Linolenic acid supplementation in the diet of European catfish (*Silurus glanis*): effect on growth and fatty acid composition. J. Appl. Ichthyol. 18:1-6

Buzzi M, Henderson R J, Sargent J R (1996) The desaturation and elongation of linolenic acid and eicosapentaenoic acid by hepatocytes and liver microsomes from rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed diets containing fish oil or olive oil. Biochem. et Physiol. Act. 1299:235-244.

Calder, P C (2004) Long-chain fatty acids and cardiovascular disease: further evidence and insights. Nutr. Res. 24: 761-772

Cejas J R, Almansa E, Jerez S, Bolamos A, Samper M, Lorenzo, A (2004) Lipid and fatty acid composition of muscle and liver from wild and captive mature female broodstocks of white seabream, *Diplodus sargus*. Comp. Biochem. Physiol., B 138:31-102.

Cejas J R, Almansa E, Villamandos J E, Badia P, Bolaños A, Lorenzo, A (2003) Lipid and fatty acid composition of ovaries from wild fish and ovaries and eggs from captive fish of white sea bream (*Diplodus sargus*). Aquaculture 216:299-313

Christie W W (1982) Lipids analysis. Pergamon, New York

De Silva S S; Anderson, T A (1995) Fish Nutrition in Aquaculture. Chapman and Hall, London

Department of health (1994) Nutritional aspects of cardiovascular disease. H M Stationery Office, London

Fonseca-Madrugal J, Karalazos V, Campbell P J, Bell J G, Tocher D R (2005) Influence of dietary palm oil on growth, tissue fatty acid compositions, and fatty acid metabolism in liver and intestine in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). Aquac. Nutr. 11:241-250.

Fracalossi D M, Mayer G, Santamaría F M, Weingartner M, Zaniboni-Filho E (2004) Desempenho do jundiá, *Rhamdia quelen*, e do dourado, *Salminus brasiliensis*, em viveiros de terra na região sul do Brasil. Act. Scient. Ani. Scienc. 26: 345-352

Froyland L, Lie O, Berge R K (2000) Mitochondrial and peroxisomal beta-oxidation capacities in various tissues from Atlantic salmon *Salmo salar*. Aquac. Nutr. 6:85-89

Goodnight S H J, Harris W S, Connor W E, Allingworth R D (1982) Polyunsaturated fatty acids hyperlipidemia and thrombosis. Arteriosclerosis 2:87-1223

Goodstine S L, Zheng T, Holford T R, Ward B A, Carter D, Owens P H, Mayne S T (2003) Dietary (n-3)/(n-6) fatty acid ratio: possible relationship to premenopausal but not postmenopausal breast cancer risk in U. S. women. J. Nutr. 133:1409-1414

Harel M, Place A R (2003) Tissue essential fatty acid composition and competitive response to dietary manipulations in white bass (*Morone chrysops*), striped bass (*M. saxatilis*) and hybrid bass (*M. chrysops* X *M. saxatilis*). Comp. Biochem. Physiol., B. 135:83-94

Henderson R J, Sargent J R, Hopkins C C E (1984) Changes in the content and fatty acid composition of lipid in isolated population of the capelin, *Mallotus villosus*, during sexual maturation and spawning. Mar. Biol. 78:255-263

Henderson R J, Tocher D R (1987) The lipid composition and biochemistry of freshwater fish. Prog. Lipid. Res. 26:281-347

Horrocks L A, Yeo Y K (1999) Health benefits of docosahexaenoic acid (DHA). Pharmacol Res. 40:211-225

- Ibeas C, Cejas J R, Fores R, Badía P, Gómez T, Lorenzo A (1997) Influence of eicosapentaenoic to docosahexaenoic acid (EPA/DHA) of dietary lipids on growth and fatty acid composition of gilthead seabream (*Sparus aurata*) juveniles. *Aquaculture* 150:225-240
- Johnston P (1987) Perspectives on omega-3 fatty acids. *J. Am. Oil Chem. Soc.* 64:716-717
- Justi K C, Hayashi C, Visntainer J V, De Souza N E, Matusushita M (2003) The influence of feed supply time on the fatty acid profile of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fed on a diet enriched with n-3 fatty acids. *Food Chem.* 80:489-493
- Kris-Etherton P M, Harris W S, Appel L C (2003) Fish consumption, fish oil, omega-3 fatty acids, and cardiovascular disease. *Arteriosclerosis, Thromb. and Vascul. Biol.* 23:20-31
- Leaf A, Weber B L (1988) Cardiovascular effects of n-3 fatty acids. *N. Eng. J. Med.* 318:549-557
- Lim G P, Calon F, Morihara T, Yang F, Teter B, Ubeda O, Salem N, Frautschy Jr. S A, Cole G M (2005) A diet enriched with the omega-3 fatty acid docosahexaenoic acid reduces amyloid burden in an aged Alzheimer mouse model. *J. Neurosci.* 25:3032-3040
- Lingenfelter, J.T. Blazer, V. S, Gay, J (1995) Influence of fish oils in production catfish feeds on selected disease resistance factors. *J. of Appl. Ichth.* 5:37-48
- Lovell T (Ed.) (1998) *Nutrition and Feeding of Fish*. Massachusetts: Kluwer Academic Publishers
- Madsen L, Froyland L, Dyroy E, Helland K, Berge R K (1998) Docosahexaenoic and eicosapentaenoic acids are differently metabolized in rat liver during mitochondria and peroxisome proliferation. *J. Lipid Res.* 39:583-593
- McEvoy L A, Estevez A, Bell J G, Shields R J, Gara B, Sargent J R (1998) The influence of dietary levels of eicosapentaenoic and arachidonic acids on the pigmentation success of turbot (*Scophthalmus maximus* L.) and halibut (*Hippoglossus hippoglossus* L.), *Bull. Aquacult. Assoc. Can.* 98:17-20
- Meinelt T, Schulz C, Wirth M, Kürzinger H, Steinberg C (1999) Dietary fatty acid composition influences the fertilization rate of zebrafish (*Dario rerio* Hamilton-Buchanan). *J. Appl. Ichthyol.* 15:19-23
- Melo J F B, Radünz-Neto J, Da Silva J H S, Trombetta C G (2002) Desenvolvimento e composição corporal de alevinos de jundiá (*Rhamdia quelen*) alimentados com dietas contendo diferentes fontes de lipídios. *Ciência Rural* 32:323-327
- Meltz D A, Kris-Etherton P M, Morris C D, Mustad V A, Stern J S, Oparil S, Chait A, Haynes R B, Resnick L M, Clark S, Hatton D C, McMahon M, Holcomb S, Snyder, G W, Pi-Sunyer X, McCarron D A (1997) Dietary compliance and cardiovascular risk reduction with a prepared meal plan compared with a self-selected diet. *Amer. J. Clin. of Nutr* 66:373-385
- Montaño N, Gavino G, Gavino V C (2001) Polyunsaturated fatty acids contents of some traditional fish and shrimp paste condiments of the Philippines. *Food Chemistry* 75:155-158
- Mourente G, Tocher D R (1993) The effects of weaning on to a dry pellet diet on brain lipid and fatty acid composition in post-larval gilthead seabream (*Sparus aurata* L.). *Comp. Biochem. Physiol., A* 104:605-611
- Mustafa T, Srivastava K C (1989) Prostaglandins (eicosanoids) and their role in ectothermic organisms. In: Brouwer M. *Advances in comparative and environmental physiology*. Springer-Verlag, New York
- Neto R R, Wolff G A, Billett D S M, Mackenzie K M, Thompson A (2006) The influence of changing food supply on the lipid biochemistry of deep-sea holothurians. *Deep-sea research. Part 1. Oceanographic Research Papers.* 53:516-527

- Ng W K, Koh C B, Din Z B (2006) Palm oil-laden spent bleaching clay as a substitute for marine fish oil in the diets of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Aquac. Nutr.* 12:459-468
- Ng W K, Tee M C, Boey P L (2000) Evaluation of crude palm oil and refined palm olein as dietary lipids in pelleted feeds for a tropical bagrid catfish *Mystus nemurus* (Cuvier & Valenciennes). *Aquacult. Research* 31:337-347
- NRC (1993) Nutrient requirements of fish. National Academy Press, Washington
- Regost C, Arzel J, Robin J, Rosenlund G, Kaushik S J (2003) Total replacement of fish oil by soybean or linseed oil with a return to fish oil in turbot (*Psetta maxima*): Growth performance, flesh fatty acid profile, and lipid metabolism. *Aquaculture* 217:465:482
- Rodriguez C, Acosta C, Badía P, Cejas J R, Santamaría F J, Lorenzo A (2004) Assessment of lipid and essential fatty acids requirements of black seabream (*Spondyliosoma cantharus*) by comparison of lipid composition in muscle and liver of wild and captive adult fish. *Comp. Biochem. Physiol., B* 139:619-629
- Rodriguez C, Pérez J A, Badía P, Izquierdo, M S, Fernández-Palacios H, Lorenzo Hernández A (1998) The n-3 highly unsaturated fatty acids requirements of gilthead seabream (*Sparus aurata* L.) larvae when using an appropriate DHA/EPA ratio in the diet. *Aquaculture* 169:9-23.
- Sargent J R, Bell M V, Bell J G, Henderson R J, Tocher D R (1995) Origins and functions of n-3 polyunsaturated fatty acids in marine organisms. In: Ceve G, Paltauf F (eds.) *Phospholipids: Characterization, Metabolism and Novel Biological Applications*. American Oil Chemical Society Press, Champaign.
- Sargent J R, Tocher D R, Bell J G (2002) The lipids. In: Halver J E, Hardy R W (eds.) *Fish nutrition* 3rd edn. Academic Press, New York.
- Sargent J, McEvoy L, Estevez A, Bell G, Bell M, Henderson J, Tocher D (1999) Lipid nutrition of marine fish during early development: current status and future directions. *Aquaculture* 179:217-229
- Schaefer E J (2002) Lipoproteins, nutrition, and heart disease. *Am. J. Clin. Nutr.* 75:191-212
- Schmidt M A (2000) *Gorduras inteligentes*. Editora Roca LTDA. 231
- Silfvergrip A M C (1996) A systematic revision of the neotropical catfish genus *Rhamdia* (Teleostei, Pimelodidae).
- Simopoulos A P (2002) The importance of the ratio of omega-6/omega-3 essential fatty acids. *Biomed. & Pharmacotherapy* 56:365-379.
- Sinensky, M. *Proc. Natn. Acad. Sci.*, 71, 522, 1974.
- Souza S M G, Vargas R J, Tognon F C (2007) Fatty acids omega-3 and omega-6 in fish nutrition – sources and relations. *Rev. de Ciên. Agrov.* 6:63-712
- Tocher D R (2003) Metabolism and functions of lipids and fatty acids in teleost fish. *Rev. in Fish. Scienc.* 11:1-78
- Tocher D R, Agaba M, Hastings N, Bell J G, Dick J R, Teale A J (2002) Nutritional regulation of hepatocyte fatty acid desaturation and polyunsaturated fatty acid composition in zebrafish (*Danio rerio*) and tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Fish Physiol. And Biochem.* 24:309-320
- Tocher D R, Carr J, Sargent J R (1989) Polyunsaturated fatty acid metabolism in fish cells: differential metabolism of (n-3) and (n-6) series acids by cultured cells originating from a freshwater teleost fish and from a marine teleost fish. *Comp. Biochem. Physiol., B* 94:367-374

Uliana O; Silva, J H S; Neto, J R (2001) Diferentes fontes de lipídios testadas na criação de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*), Pisces, Pimelodidae. *Ciência Rural* 31:129-133.

Vargas R J (2006). Substituição do óleo de peixe por óleos vegetais em dietas para jundiá *Rhamdia quelen*; efeito no desempenho e na composição de ácidos graxos. Universidade Federal do Rio Grande do Sul.

Watanabe T (1985) Importance of the study of broodstock nutrition for further development of aquaculture. In: Cowey C B, Mackie A M, Bell J K (eds) *Nutrition and Feeding*. Academic Press, London

Watanabe T, Takeuchi T, Saito M, Nishimura K (1984) Effect of low protein-high calorie or essential fatty acid deficiency diet on reproduction of rainbow trout. *Nip. Suisan Gak.* 50:1207-1215

Zheng X, Torstensen B E, Tocher D R, Dick J R, Henderson R J, Bell J G (2005) Environmental and dietary influences on highly unsaturated fatty acid biosynthesis and expression of fatty acyl desaturase and elongase genes in liver of Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Biochim. Et Biophys.* 1734:13-24

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS DA INTRODUÇÃO

- ARRUDA, L. F. **Aproveitamento do resíduo do beneficiamento da tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) para obtenção de silagem e óleo como subproduto**. 2004. 91f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2004.
- BALDISSEROTTO, B.; RADÜNZ NETO, J. **Criação de Jundiá**. Santa Maria: Editora UFSM, 2004. 232 p.
- BARLOW, S. Fishmeal and oil: sustainable feed ingredients for aquafeeds. **Global Aquaculture Advance**. v. 4, p. 85-88, 2000.
- BELDA, M. C. R.; POURCHET-CAMPOS, M. A. Ácidos graxos essenciais em nutrição: uma visão atualizada. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 11, n. 1, p. 5-35, 1991.
- BELL, J. G. et al. Effects of broodstock dietary lipid on fatty acid compositions of eggs from sea bass (*Dicentrarchus labrax*). **Aquaculture**. v. 149, p. 107-119, 1997.
- BELL, J.G. et al. Effects of supplementation with 20:3(n-6), 20:4(n-6) and 20:5(n-3) on the production of prostaglandins E and F of the 1-, 2- and 3-series in turbot (*Scophthalmus maximus*) brain astroglial cells in primary culture. **Biochima et Biophysica Acta**. v. 1211, p. 335-342, 1994.
- BEZARD, J. et al. The metabolism and availability of essential fatty acids in animal and human tissues. **Reproduction and Nutrition**. v. 34, 539-568, 1994.
- BLANCHET, C. et al. Fatty acid composition of wild and farmed Atlantic salmo (*Salmo salar*) and rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). **Lipidis**, v. 40,p. 529-531, 2005.
- BRUSCHI, F. L. F. **Rendimento, composição química e perfil de ácidos graxos de pescados e seus resíduos: uma comparação**. 2001. 65 f. Monografia (Curso de Oceanografia) Programa de Graduação em Oceanografia, Universidade do Vale do Itajaí, Itajaí, 2001.
- CALDER, P.C. Dietary fatty acids and the lymphocyte functions. **Proceedings of Nutrition Society**, v. 57, p. 487-502, 1998.
- CASTELL, J. D. et al. Effect of dietary lipids on fatty acid composition and metabolism in juvenile green urchins (*Strongylocentrotus droebachiensis*). **Aquaculture**. v. 242, p. 417–435, 2004.
- CYRINO et al. (Ed.). **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt, 2004.
- EPAGRI. **Produção de moluscos (mexilhões e ostras) em 2005 no Estado de Santa Catarina**. Florianópolis: EPAGRI. Disponível em: <<http://www.epagri.rct-sc.br/epagri/index.jsp>>. Acesso em: 05 out. 2006.
- ERDAL, J. I. et al. Relationship between diet and immune response in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) feeding various levels of ascorbic acid and omega-3 fatty acids. **Aquaculture**. v. 98, p. 363-379, 1991.
- FRACALOSSI, D. M. ; LOVEL, R. T. Dietary lipid sources influence responses of channel catfish (*Ictalurus punctatus*) to challenge with the pathogen *Edwardsiella ictaluri*. **Aquaculture**, v. 119, p. 287-298, 1994.
- FRACALOSSI, D. M. et al. Desempenho do jundiá, *Rhamdia quelen*, e do dourado, *Salminus brasiliensis*, em viveiros de terra na região sul do Brasil. **Acta Scientiarum Animal Sciences**, Maringá, v. 26, n. 3, p. 345-352, 2004.
- FRACALOSSI, D. M. et al. No rastro das espécies nativas. **Panorama da Aqüicultura**, São Paulo, v. 12, p. 43-49, 2002.

FRACALOSSO, D.M. et al. Effects of dietary lipid sources on production of leukotriene B by head kidney of channel catfish held at different water temperatures. **Journal of Aquatic animal Health**. v. 6, p. 242-250, 1994.

GHIONI, C. et al. Low C₁₈ to C₂₀ fatty acid elongase activity and limited conversion of stearidonic acid, 18:4 n-3, to eicosapentaenoic acid, 20:5 n-3, in a cell line from the turbot, *Scophthalmus maximus*. **Biochimica et Biophysica Acta** v. 1437, p. 170-181, 1999.

HARRIS, W. S. Omega-3 fatty acids, thrombosis and vascular disease. **International Congress Series**, v. 1262, p. 380-383, 2004.

HENDERSON, R. J.; TOCHER, D. R. The lipid composition and biochemistry of freshwater fish. **Progressive Lipid Research**. v.26, p. 281-347, 1987.

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

HOLMAN, R.T. Control of polyunsaturated fatty acids in tissue lipids. **Journal of the American College of Nutrition**. v. 5, p. 183-211, 1986.

JACOBS, M. et al. Investigation of polychlorinated dibenzo-p-dioxins, dibenzo-p-furans and selected coplanar biphenyls in Scottish farmed Atlantic salmon (*Salmo salar*). **Chemosphere**. v. 47, 183-191, 2002.

LALL, S.P. et al., 1998. Dietary lipids, immune function and pathogenesis of disease in fish. In: The eighth international symposium on feeding and nutrition in fish. **Extended abstract**...Las Palmas de Gran Canaria, 1998.

LALL, S.P., 2000. Nutrition and health of fish. Trabalho apresentado no Avances en Nutrición Acuícola V. Memorias del V Simposium Internacional de Nutrición Acuícola, Yucatán, 2000. **Anais eletrônicos**... Disponível em: <<http://w3.dsi.uanl.mx/publicaciones/maricultura/acuiculturaV/lall.pdf>>. Acesso em: 19 mar. 2006.

LAURITZEN, L. et al. The essentiality of long chain n₃ fatty acids in relation to development and function of brain and retina. **Progress in Lipid Research**. v. 40, p.1-94, 2001.

LEHNINGER, A. L. et al. **Princípios de Bioquímica**. São Paulo: Sarvier, 1995.

LEONARD, A.E. et al. cDNA cloning and characterization of human D5-desaturase involved in the biosynthesis of arachidonic acid, **Biochemistry Journal**. v. 347, p. 719-724, 2000

LEONARD, A.E. et al. Elongation of Long-Chain Fatty Acids. **Progress in Lipid Research**. v. 43, p. 36-54, 2004.

LINGENFELSER, J.T. et al. Influence of fish oils in production catfish feeds on selected disease resistance factors. **Journal of Applied Ichthyology**. v. 5, p. 37-48, 1995.

LOVELL, T. (Ed.). **Nutrition and Feeding of Fish**. Massachusetts: Kluwer Academic Publishers, 1998.

MARCH, B.E.. Essential fatty acids in fish physiology. **Canadian Journal of Physiology and Pharmacology**, v. 71, p. 684-689, 1993.

MARTINO, R.; TAKAHASHI, N. S. A importância da adição de lipídios em rações para aquicultura. **Óleos e Grãos**. n. 58, p. 32-37, 2001.

MELO, J. F. B. et al. Desenvolvimento e composição corporal de alevinos de jundiá (*Rhamdia quelen*) alimentados com dietas contendo diferentes fontes de lipídios. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 32, n. 2, p. 323-327, 2002.

- MELTZ, D. A. et al. Dietary compliance and cardiovascular risk reduction with a prepared meal plan compared with a self-selected diet. **American Journal of Clinical Nutrition**, v. 66, p. 373-385, 1997.
- MEURER, S.; ZANIBONI FILHO, E. Hábito alimentar do jundiá, *Rhamdia quelen* (Pisces, Siluriformes, Pimelodidae), na região do alto rio Uruguai. In: ENCONTRO BRASILEIRO DE ICTIOLOGIA, 12., 1997, São Paulo. **Anais...** São Paulo: Sociedade Brasileira de Ictiologia, 1997. p.29.
- MNARI, A et al. Fatty acids in muscles and liver of Tunisian wild farmed gilthead sea bream, *Sparus aurata*. **Food Chemistry**. v. 100, p. 1393-1397, 2007.
- MONTANO, N. et al. Polyunsaturated fatty acids contents of some traditional fish and shrimp paste condiments of the Philippines. **Food Chemistry**, v. 75, p. 155-158, 2001.
- MOURENTE, G.; TOCHER, D.R. In vivo metabolism of [$1-^{14}\text{C}$] linolenic acid (18:3(n-3)) and [$1-^{14}\text{C}$] eicosapentaenoic acid (20:5(n-3)) in a marine fish: time-course of the desaturation/elongation pathway, **Biochima et Biophysica Acta** v. 1212, p. 109-118, 1994.
- NACIONAL RESEARCH COUNCIL (NRC). **Nutrient Requirements of Fish**. Washington: National Academy Press, 1993. 115 p.
- NETTLETON J. A. (2000). Fatty Acids in Cultivated and Wild Fish. Trabalho apresentado no International Institute of Fisheries, Economics and Trade (IIFET), Corvallis, 2000. **Anais eletrônicos...** Disponível em: <<http://oregonstate.edu/dept/IIFET/2000/papers/nettleton2.pdf>>. Acesso em: 21 jan. 2008.
- NTAMBI, J.M. Regulation of stearyl-CoA desaturase by polyunsaturated fatty acids and cholesterol. **Journal Lipid Research**. v. 40, p. 1549-1558, 1999.
- OGAWA, M; MAIA, E. L. **Manual de pesca: ciência e tecnologia do pescado**. São Paulo: Varela, 1999. v. 1, 430 p.
- OILWORLD. World Oils and Fats Production. Disponível em: <<http://www.oilworld.biz/app.php>>. Acesso em: 15 fev.2008.
- OKAYASU, T. et al. Purification and partial characterization of linoleoyl-CoA desaturase from rat liver microsomes. **Archives Biochemistry Biophysical**. v. 206, p. 21-28, 1981.
- PACCHIONI, V. M. Ácidos graxos essenciais ômega 3 e ômega 6 e sua utilização em alimentos funcionais. **Food Ingredients**, n. 1, p. 24-25, 1999.
- PEREIRA, L. et al. Recent advances in the study of fatty acids desaturases from animals and lower eukaryotes. **Prostaglandins, Leukotrienes and Essential Fatty Acids**. v. 68, p. 97-106. 2003.
- PIGOTT, G. M; TUCKER, B. W. **Seafood: effects of technology on nutrition**. New York: Marcel Dekker. cap. 7, p. 32-84, 1990.
- RODRIGUEZ, C et al. Assessment of lipid and essential fatty acids requirements of black seabream (*Spondyliosoma cantharus*) by comparison of lipid composition in muscle and liver of wild and captive adult fish. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Part B, v. 139, p. 619-629, 2004.
- ROWLEY, A.F. et al. Eicosanoids and their role in immune modulation in fish – a brief overview. **Fish & Shellfish Immunological**. v. 5, p. 549-567, 1995.
- RUYTER, B.E et al. Essential fatty acids in Atlantic salmon: time course of changes in fatty acid composition of liver, blood and carcass induced by a diet deficient in n-3 and n-6 fatty acids. **Aquaculture Nutrition**. v. 6, p.109-117, 2000.
- SALZE, G. et al. Egg quality determinants in cod (*Gadus morhua* L.): egg performance and lipids in eggs from farmed and wild broodstock. **Aquaculture Research**. v. 36, p.1488-1499, 2005.

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

SARGENT, J.R. et al. Requirement criteria for essential fatty acids. **Journal Applied Ichthyology**. v. 11, p. 183-198, 1995.

SARGENT, J.R. et al. Requirements, presentation and sources of polyunsaturated fatty acids in marine fish larval feeds. **Aquaculture**. v.155, p.117-127, 1997.

SARGENT, J.R.; TOCHER, D. R.; BELL, J. G. The lipids. In: HALVER J. E.; HARDY, R. W. (Eds.). **Fish Nutrition**. 3. ed. San Diego: Academic Press, 2002. p. 182-260.

SAYANOVA, O. et al. Histidine-41of cytochrome *b5* domain of the borage D6 fatty acid desaturase is essential for enzyme activity, **Plant Physiology**. v. 121, p. 641–646, 1999.

SELLNER, P. A.; HAZEL, J. R. Time course of changes in fatty acid composition of gills and liver from rainbow trout (*Salmo gairdneri*) during thermal acclimation. **Journal Exp. Zoology**. v. 221, p. 159-168, 1982.

SHANKLIN, J. et al. Eight histidine residues are catalytically essential in a membrane-associated iron enzyme, stearoyl CoA desaturase, and are coserved in alkane hydroxylase and xylene monooxygenase. **Biochemistry**. v. 33, p. 12787-12794, 1994.

SHIAU, S. Y. Tilapia, *Oreochromis* spp. In: WEBSTER, C. D.; LIM, C. E. (Eds). **Nutrient Requirements and Feeding of Finfish for Aquaculture**. New York: CABI Publishing, 2002.

SILFVERGRIP, A.M.C. **A sistematic revision of the neotropical catfish genus *Rhamdia* (Teleostei, Pimelodidae)**. 1996. 156f. Thesis (PhD in Zoology) - Department of Zoology, Stockholm University and Department of Vertebrate Zoology, Swedish Museum of Natural History.

SIMOPOULOS, A.P. The importance of the ratio of omega-6/omega-3 essential fatty acids. **Biomedicine & Pharmacotherapy**, v. 56, n. 8, p. 365-379, 2002.

SUÁREZ-MAHECHA, H et al. Importância de ácidos graxos poliinsaturados presentes em peixes de cultivo e de ambiente natural para a nutrição humana. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 28, p. 101-110, 2002.

SUZUKI, H. et al. Influence of commercial dietary fatty acids on polyunsaturated fatty acids of cultured freshwater fish and comparison with those of wild fish of the same species. **Journal Agriculture Food Chemistry**. v. 34, p. 60-62, 1986.

TOCHER, D. R. et al. Hepatocyte fatty acid desaturation and polyunsaturated fatty acid composition of liver in salmonids: effects of dietary vegetable oil. **Comparative Biochemistry and Physiology**. v. 130, p. 247-270, 2001.

TOCHER, D. R. et al. Polyunsaturated fatty acid metabolism in fish cells: differential metabolism of (n-3) and (n-6) series acids by cultured cells originating from a freshwater teleost fish and from a marine teleost fish. **Comparative Biochemistry and Physiology**. v. 94, p. 367-374, 1989.

TOCHER, D. R. Metabolism and functions of lipids and fatty acids in teleost fish. **Reviews in Fisheries Science**, v.11, p. 1-78, 2003.

ULIANA, O.; SILVA, J.H.S.; NETO, J. R. Diferentes fontes de lipídios testadas na criação de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*), Pisces, Pimelodidae. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 31, n. 1, p. 129-133, 2001.

VANNUCCHI, H. Aplicações das recomendações nutricionais adaptadas à população brasileira. **Cadernos de Nutrição**, v. 2, p. 63-67, 1990.

VARGAS, R. J. et al. Substituição do óleo de peixe por óleos vegetais em dietas para jundiá *Rhamdia quelen*; efeito no desempenho e no perfil de ácidos graxos da composição corporal. In: CONGRASSO AQUACIÊNCIA 2006, 2006. Bento Gonçalves. **Anais...** Bento Gonçalves: Sociedade Brasileira de Aqüicultura e Biologia Aquática, 2006.

VOET, D.; VOET, J. G. **Biochemistry**. Etobicoke: John Wiley & sons, 1995.

WEBSTER, C. D. Hybrid Striped Bass. In: WEBSTER, C. D.; LIM, C. E. (Eds). **Nutrient Requirements and Feeding of Finfish for Aquaculture**. New York: CABI Publishing, 2002.

ZHENG, X, et al. Environmental and dietary influences on highly unsaturated fatty acid biosynthesis and expression of fatty acyl desaturase and elongase genes in liver of Atlantic salmon (*Salmo salar*). **Biochimica et Biophysica Acta**. v. 1734, p. 13-2, 2005.

ZHENG, X. et al. Characterization and comparison of fatty acyl delta 6 desaturase cDNAs from freshwater and marine teleost fish species. **Comparative Biochemistry Physiology**. v. 139, p. 269-279, 2004.