

**UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE TECNOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA
E TECNOLOGIA DE ALIMENTOS**

**RENDIMENTO, COMPOSIÇÃO QUÍMICA E PERFIL
LIPÍDICO DO CAMARÃO *Litopenaeus vannamei* DE
CULTIVO ORGÂNICO E CONVENCIONAL**

KASSIANNE DE ALMEIDA CHIROL

JOÃO PESSOA – PB

2007

Livros Grátis

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

Milhares de livros grátis para download.

KASSIANNE DE ALMEIDA CHIROL

**RENDIMENTO, COMPOSIÇÃO QUÍMICA E PERFIL
LIPÍDICO DO CAMARÃO *Litopenaeus vannamei* DE
CULTIVO ORGÂNICO E CONVENCIONAL**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal da Paraíba, como parte dos requisitos necessários para a obtenção do título de Mestre em Ciência e Tecnologia de Alimentos.

Orientador: Prof. Dr. José Marcelino Oliveira Cavaleiro

JOÃO PESSOA – PB

2007

C541r

Chirol, Kassianne de Almeida

Rendimento, composição química e perfil lipídico do camarão *Litopenaeus vannamei* de cultivo orgânico e convencional./ Kassianne de Almeida Chirol.-João Pessoa, 2007.

97p.

Orientador: José Marcelino Oliveira Cavaleiro
Dissertação (mestrado) - UFPB/CT

1.Camarão - composição química. 2.Camarão-colesterol. 3. Ácidos graxos.

UFPB/BC

CDU:639.512 (043)

**RENDIMENTO, COMPOSIÇÃO QUÍMICA E PERFIL
LIPÍDICO DO CAMARÃO *Litopenaeus vannamei* DE
CULTIVO ORGÂNICO E CONVENCIONAL**

KASSIANNE DE ALMEIDA CHIROL

Dissertação aprovada em ___/___/___.

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. José Marcelino Oliveira Cavalheiro
Orientador/UFPB

Prof. Dr. Eduardo de Jesus Oliveira
Membro interno/UFPB

Prof^ª. Dr^ª. Marta Maria da Conceição
Membro externo/UFCG

JOÃO PESSOA – PB

2007

DEDICATÓRIA

Aos amores de minha vida, Gilberta e Edney, dedico.

AGRADECIMENTOS

À Deus, por minha vida, objetivos alcançados e sonhos realizados.

À minha mãe, Gilberta, que diante de tantas dificuldades, sempre me proporcionou caminhos para o meu sucesso.

Ao meu esposo Edney, por seu amor.

Ao professor Marcelino, pela orientação, incentivo e compreensão em momentos particularmente difíceis durante o desenvolvimento desta dissertação.

Ao Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, coordenação, corpo docente e funcionários.

Ao professor Eduardo, por sua atenção e auxílio valiosos.

À professora Marta, pelas sugestões apresentadas e colaboração.

À Patrícia, incentivo maior para o ingresso nessa área.

À Marluce, exemplo de dedicação e busca do saber.

À Mayra, Fábria e Jailane pela amizade, carinho e dedicação.

À Harley, pela disposição, colaboração e amizade.

À Robson, pela orientação estatística e amizade.

À Juan Carlos e João Paulo pela presteza e amizade.

Aos Laboratórios de Bromatologia e de Bioquímica de Alimentos, do Departamento de Nutrição, Centro de Ciências da Saúde, pela solicitude e colaboração.

À Elieyde e Gilvandro, pelo exemplo de profissionalismo e colaboração.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico – CNPq pela concessão da bolsa de estudo.

À PRIMAR, em especial à Alexandre, e à Fazenda PRJC Camarões, pelo fornecimento das amostras.

Enfim, a todos os que mesmo aqui não mencionados contribuíram para que eu alcançasse esse objetivo.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	Proporção de ácidos graxos saturados e insaturados.....	72
-----------------	---	----

LISTA DE QUADROS

Quadro 1	Evolução temporal da produção e produtividade de camarão no Brasil.....	17
Quadro 2	Efeitos negativos da carcinicultura tradicional no ambiente.....	21
Quadro 3	Certificação orgânica.....	22
Quadro 4	Alguns padrões da certificação orgânica.....	24

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	Rendimento do filé.....	63
Tabela 2	Volumes percentuais médios dos filés.....	63
Tabela 3	Composição centesimal do camarão cultivado sob processo orgânico e convencional.....	64
Tabela 4	Médias da composição centesimal dos camarões orgânicos e tradicionais..	64
Tabela 5	Concentração de colesterol (mg/100g) em amostras de camarões de diferentes pesos.....	67
Tabela 6	Concentração de fosfolipídios (mg/100g).....	69
Tabela 7	Teores de colesterol e de fosfolipídios.....	69
Tabela 8	Ácidos graxos identificados e quantificados em <i>L. vannamei</i> de cultivos orgânico e convencional.....	70

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	12
2 OBJETIVOS	14
2.1 Geral.....	14
2.2 Específicos.....	14
3 REVISÃO DA LITERATURA	15
3.1 Carcinicultura como Atividade Econômica.....	15
3.2 Carcinicultura Orgânica e Convencional.....	17
3.3 Composição Química do Camarão.....	25
3.4 Perfil Lipídico dos Crustáceos.....	27
3.5 Colesterol.....	31
3.6 Ácidos Graxos.....	35
3.7 Fosfolipídios.....	45
3.8 Importância do Colesterol e de Ácidos Graxos na Dieta Humana.....	47
4 MATERIAIS E MÉTODOS	53
4.1 Coleta, Armazenamento e Amostragem.....	53
4.2 Local das Análises.....	53
4.3 Preparo das Amostras e Rendimento do Filé.....	53
4.4 Umidade.....	54
4.5 Resíduo Mineral Fixo ou Cinzas.....	54
4.6 Proteínas Totais.....	55
4.7 Lipídios Totais.....	56
4.8 Análises dos Componentes Lipídicos.....	57
4.8.1 Colesterol.....	57
4.8.2 Ácidos graxos.....	58
4.8.2.1 Preparação dos ésteres metílicos.....	59
4.8.2.2 Identificação e quantificação dos ésteres metílicos dos ácidos graxos.....	59
4.8.3 Fosfolipídios.....	60
4.9 Análises Estatísticas.....	61
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	63
5.1 Rendimento do filé.....	63
5.2 Composição Centesimal.....	64
5.3 Perfil dos Componentes Lipídicos.....	67
5.3.1 Colesterol.....	67
5.3.2 Fosfolipídios.....	68
5.3.3 Ácidos graxos.....	69
6 CONCLUSÕES	76
REFERÊNCIAS	77
APÊNDICE	88

CHIROL, K. A. **Rendimento, composição química e perfil lipídico do camarão *Litopenaeus vannamei* de cultivo orgânico e convencional.** João Pessoa, 2007. 97f. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos), Universidade Federal da Paraíba.

RESUMO

O camarão não é um alimento marinho de escolha pela população em geral no que diz respeito à preocupação com o colesterol, porém, numa alimentação saudável, não é importante o teor de colesterol, mas a qualidade e a quantidade de gorduras contidas nos alimentos. Esse crustáceo tem um teor considerável do esterol, mas é pobre em gorduras saturadas e rico em ácidos graxos poliinsaturados, essenciais para a saúde humana. Outro fator importante relacionado ao camarão é o uso no seu cultivo de substâncias prejudiciais ao homem e à sustentabilidade do sistema. O presente trabalho teve como objetivo determinar o rendimento do filé, a composição química e o perfil lipídico do camarão cultivado sob processo certificadamente orgânico, comparando esses parâmetros ao se analisar também camarões de mesma espécie e pesos semelhantes criados segundo métodos tradicionais de cultivo. Não houve distinção estatística no rendimento de ambos os sistemas de cultivo, 48,51% no camarão orgânico e 49,45% no de cultivo convencional. Só houve diferenças significativas nos teores de cinzas e de proteínas, sendo o maior teor de resíduos fixos no camarão orgânico, enquanto que o teor protéico foi menor que no convencional. Os camarões de cultivo orgânico apresentaram um teor de umidade de 72,77%; resíduo mineral fixo de 2,11%; teor protéico de 23,65% e lipídios totais, 1,47%; enquanto que os de cultivo convencional apresentaram 71,70 % de umidade; 1,61% de cinzas; 25,37% de proteínas e 1,32% de lipídios, em média. Também não foram estatisticamente diferentes os valores médios obtidos dos teores de colesterol e de fosfolipídios. O teor médio de colesterol encontrado foi de 197,54mg/100g no camarão de cultivo orgânico e 195,13mg/100g no de cultivo convencional. A média do total de fosfolipídios foi 3,56mg/100g para o camarão orgânico e 3,42mg/100g para o convencional. Dos 27 ácidos graxos identificados 11,57% e 11,09% eram saturados, 12,48% e 18,43% monoinsaturados e 29,90% e 50,22%, poliinsaturados, nos camarões orgânicos e de cultivo tradicional, respectivamente. Os ácidos graxos mais abundantes encontrados foram os ácidos pentadecanóico (C15:0), esteárico (C18:0), palmítico (C16:0), oléico (C18:1 n-9), linoléico (C18:2 n-6), eicosapentaenóico (C20:5 n-3), araquidônico (C20:4 n-6) e docosahexaenóico (C22:6 n-3). Em relação ao valor nutricional puderam-se observar semelhanças nos camarões de ambos os cultivos, exceto pelo maior teor de proteínas e de ácidos graxos poliinsaturados nos camarões de cultivo convencional, sendo necessário o desenvolvimento de rações orgânicas ricas nesses componentes. Contudo, a carcinicultura orgânica promove um desenvolvimento sustentável, e isto a torna uma opção mais vantajosa de processo de cultivo.

Palavras-chave: ácidos graxos, camarão, colesterol, fosfolipídios, orgânico.

CHIROL, K. A. **Revenue, chemical composition and lipidic profile of the organic and conventional farming shrimp *Litopenaeus vannamei***. João Pessoa, 2007. 97f. Dissertation (Master's degree in Food Science and Technology), Universidade Federal da Paraíba.

ABSTRACT

Shrimp is not a marine food of choice by the general population, relating to the worry on cholesterol, but in a healthy feeding what is important is the quality and quantity of fat in the food. This crustacean has a considerable purport of sterol, but it is poor in saturated fats and rich in polyunsaturated fatty acid, essential to the human health. Another important factor related to shrimp is the use in its farming of harmful substances to man and to the system sustainability. The present work has as goal to define the fillet revenue, the chemical composition and the lipidic profile of the farmed shrimp under the certified organic process, comparing these parameters when analyzing shrimp of the same species and similar weight raised according to traditional methods of farming. There wasn't statistics distinction in the revenue of both farming systems, 48.51% in organic shrimp and 49.45% in the conventional one. There were significant differences in the purports of ashes and proteins, with the greatest purport of fixed residues in the organic shrimp, whereas the proteic purport was inferior than the conventional one. The organic farmed shrimp presented a moisture purport of 72.77%; fixed mineral residue of 2.11%; proteic purport of 23.65% and total lipids of 1.47%; while the ones of conventional farming presented 71.70% of moisture; 1.61% of ash; 25.37 % of proteins and 1.32% of lipids, in average. There weren't statistical differences between the average values obtained and the purports of cholesterol and phospholipids. The average purport of cholesterol found was of 197.54mg/100g in the organic farmed shrimp that had a variation from 122.85mg/100g to 309.15mg/100g, and 195.13mg/100g in the one of conventional farming, with a variation from 126.00mg/100g to 375.87mg/100g. The phospholipidic purports obtained were in a rate from 2.17mg/100g to 6.52mg/100g, average of 3.56mg/100g for the organic shrimp, and from 1.09mg/100g to 5.05mg/100g, with an average of 3.42mg/100g for conventional one. From the 27 identified fatty acids 11.57% and 11.09% were saturated, 12.48% and 18.43% monounsaturated and 29.90% and 50.22%, polyunsaturated, in the organic and traditionally farmed shrimps, respectively. The major fatty acids in presence were pentadecanoic (C15:0), estearic (C18:0), palmitic (C16:0), oleic (C18:1 n-9), linoleic (C18:2 n-6), eicosapentaenoic (C20:5 n-3), arachidonic (C20:4 n-6) e docosahexaenoic (C22:6 n-3). In relation to nutritional value it was observed similarities in shrimps from both farming, except for a higher purport of proteins and polyunsaturated fatty acids in shrimps from conventional farming, with the necessity of developing organic diets rich in theses components. However, the organic carciniculture promotes a sustentable development, which makes it a better farming process.

Key-words: cholesterol, fatty acids, organic, phospholipids, shrimp.

1 INTRODUÇÃO

O consumo de uma alimentação saudável é um desafio para grande parte da população brasileira e do mundo, principalmente referente à ingestão de alimentos ricos em gorduras. Isto tem sido um estímulo na aquicultura, visto que reflete uma tendência crescente na população de buscar uma alimentação mais balanceada, aumentando assim, o consumo do pescado.

Historicamente, a aquicultura extensiva tradicional existe há muito tempo no sudoeste asiático, mas a aquicultura moderna, semi-intensiva e intensiva, só se desenvolveu verdadeiramente depois dos anos oitenta. Porém, esta atividade tem encontrado grandes dificuldades associadas ao aparecimento de doenças de origem viral e aos efeitos negativos pelo uso de substâncias químicas que causam impacto no ambiente e na saúde humana.

A cultura do camarão é potencialmente impactante, uma vez que as áreas prioritárias para a construção de fazendas encontram-se nas adjacências dos manguezais, os quais muitas vezes são retirados. Além disso, a introdução de espécies exóticas pode trazer novas enfermidades, há impacto ecológico sobre espécies nativas, contaminação dos solos e deslocamento das comunidades locais (FARÍAS, 2005).

A carcinicultura se converteu em uma das indústrias com crescente desenvolvimento no mercado mundial, inclusive no Brasil, desde a introdução da espécie exótica *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931). Este camarão é o mais cultivado no Brasil, respondendo por mais de 95% da produção nacional, que se deve principalmente à sua acelerada taxa de crescimento em altas densidades, baixas salinidades e baixas temperaturas, boa conversão alimentar, baixo requerimento protéico, resistência a algumas viroses e elevada capacidade de se adaptar às diferentes condições climáticas dos estados brasileiros (LISBOA FILHO; CARLINI JÚNIOR, 2004).

O conhecimento da composição química dos alimentos é muito importante para o esclarecimento de seus valores nutritivos, como também para subsidiar a determinação de dietas adequadas, que visem um fornecimento de todos os elementos essenciais ao organismo através de diferentes fontes alimentares, e para a terapêutica nutricional de pessoas que apresentam carência ou não sintetizam determinadas substâncias, e também para o melhoramento do potencial nutritivo de seus produtos.

Os produtos marinhos se constituem na maior fonte de ácidos graxos poliinsaturados de cadeia longa da série n-3, importantes na prevenção de doenças cardiovasculares, hipertensão, arritmias, desordens auto-imunes e câncer (MOURA et al., 2002).

O desenvolvimento do mercado de produtos orgânicos depende fundamentalmente da confiança dos consumidores na sua autenticidade, que, por sua vez, só pode ser assegurada por legislação e/ou programas de certificação eficientes. O camarão garantidamente orgânico promove benefícios ambientais, econômicos e à saúde humana.

Há na literatura, uma escassez de informações relacionadas à composição química de *L. vannamei* cultivado sob forma orgânica. A importância desta pesquisa é de apresentar dados científicos sobre o tema em questão, de modo a contribuir para o desenvolvimento desse tipo de processo de cultivo.

2 OBJETIVOS

2.1 Geral

Avaliar e comparar a composição química e o perfil lipídico de camarões cultivados em sistemas de cultivo orgânico e convencional.

2.2 Específicos

Utilizar camarões de cultivo orgânico e tradicional nos pesos médios de 2, 4, 6, 8, 10 e 12g a fim de:

- Verificar o rendimento do filé;
- Determinar a composição centesimal;
- Analisar o teor de colesterol;
- Quantificar os fosfolipídios totais;
- Identificar e quantificar os tipos de ácidos graxos.

3 REVISÃO DA LITERATURA

3.1 Carcinicultura como Atividade Econômica

O camarão está se tornando o principal produto marinho do Nordeste e do país, apesar de *L. vannamei* não ser nativo dessa região, mas originário da costa sul-americana do Oceano Pacífico, sendo criado em viveiros de fazendas litorâneas (LISBOA FILHO; CARLINI JÚNIOR, 2004).

L. vannamei ou camarão branco é o mais cultivado no Brasil, e a causa dessa grande procura é a sua acelerada taxa de crescimento em altas densidades, conversões alimentares excelentes, grande capacidade para se adaptar às diferentes condições climáticas e outras características favoráveis (LISBOA FILHO; CARLINI JÚNIOR, 2004).

A carcinicultura tem favorecido sobremaneira as regiões que a produzem, pois além de se destacar como importante segmento sócio-econômico, tem se apresentado como uma alternativa viável para o incremento do nível da oferta mundial de camarões, face à estabilização e provável decréscimo das produções de captura.

O camarão cultivado brasileiro é relativamente novo no mercado internacional, porém já gera interesses econômicos e comerciais. A indústria brasileira tem duas vantagens competitivas sobre diversos outros produtores: a qualidade superior de sua matéria-prima e a capacidade da indústria de produzir e ofertar camarões com regularidade durante todos os meses do ano. O camarão brasileiro tem uma boa reputação pela sua qualidade sanitária ao apresentar-se livre dos vírus da Mancha Branca (WSSV) e da Cabeça Amarela (YHV), além de ser isento de antibióticos e outras substâncias nocivas à saúde do consumidor. Neste aspecto, compete favoravelmente com o camarão proveniente dos países asiáticos.

Além disso, a consolidação da tecnologia de reprodução e engorda, o alcance da auto-suficiência na produção de pós-larvas, a oferta de uma ração de qualidade e o despertar do setor produtivo para a importância da qualidade do produto final projetam a carcinicultura marinha em direção ao mercado externo, cujas condições de demanda e

preço são altamente favoráveis, com um potencial extraordinário de geração de divisas para o desenvolvimento do país.

A produção de camarão no Brasil é localizada principalmente no Nordeste, região escolhida para sediar projetos dessa natureza, pois possui uma faixa litorânea extensa e de águas quentes, ideais para o desenvolvimento do camarão. Além disso, os estados da região têm estimulado a implantação de criatórios através da redução de tributos. O intenso trabalho que vem sendo feito na região pelo setor privado na área tecnológica da atividade tem no seu marco de referência a transformação das vantagens comparativas naturais do Nordeste em vantagens competitivas duráveis para a produção do camarão marinho e sua sólida inserção no mercado internacional (ABCC, 2003).

No plano externo, a carcinicultura vem sendo favorecida pela conjugação entre qualidade e oportunidade. Qualidade, porque o país domina, e com distinção, as técnicas de criação e processamento de *L. vannamei*, além de ser o camarão que mais se adapta ao cativeiro e, também, por ser o mais procurado internacionalmente. A firme tendência de consolidação do setor em condições técnica e economicamente viáveis e altamente lucrativas permite vislumbrar, em curto prazo, a possibilidade do Brasil se tornar um dos principais produtores mundiais de camarão marinho cultivado, especialmente quando os setores públicos e privado se unem em prol do desenvolvimento sustentável do setor.

Depois de crescer numa velocidade média de 50% ao ano, desde o início da exploração comercial da atividade em 1996, período cujo crescimento foi associado a vários fatores, como a introdução do camarão branco *L. vannamei*, o domínio da tecnologia de reprodução e a elaboração de rações de boa qualidade que possibilitou alcançar níveis médios de produtividade cada vez mais elevados, a carcinicultura viveu um ano atípico em 2004 (FAO, 2005). O Quadro 1 apresenta a produção e produtividade de camarão no Brasil de 2001 a 2005.

As causas da significativa queda na produção são diversas, mas sobressaem a ação *antidumping* movida nos Estados Unidos pela *Southern Shrimp Alliance*, problemas sanitários e de enfermidades, em particular a infecção causada pelo vírus da Mionecrose Infeciosa (IMNV) que apareceu no Brasil no último trimestre de 2003, espalhando-se e causando grande mortandade sobretudo no Nordeste (FAO, 2006). Os preços baixos no mercado internacional e a desvalorização do dólar frente ao real também contribuíram para agravar as perdas na indústria do camarão cultivado.

A produção de camarão cultivado no Brasil é bem voltada para o mercado externo (60%), sendo os principais mercados a Europa (63%) e os Estados Unidos (35%). A posição dominante da Europa é decorrente das ações *antidumping* dos Estados Unidos em 2004, onde o risco de pagar certos impostos passou a ser dos importadores. O impacto da ação *antidumping* foi evidente numa mudança relativa dos seus mercados para os mercados europeus, pelos fornecedores dos seis países afetados (Brasil, China, equador, Índia, Tailândia e Vietnã). Com a incerteza do mercado americano, a primeira reação do Brasil foi redirecionar as exportações para a Europa (FAO, 2007).

Durante 2005 as importações de camarão em muitos mercados alcançaram novas altas. Os maiores mercados foram influenciados por grandes oscilações neste setor, mas a exemplo dos Estados Unidos, o maior deles, continuou a crescer e as importações também aumentaram. As importações no Japão diminuíram cerca de 6% nesse período comparado ao ano anterior; já na Europa aumentaram decorrentes de uma forte moeda e dos preços competitivos do mercado internacional. Um menor fornecimento dos principais produtores de camarão foi reportado em 2006, o que elevou alguns preços (FAO, 2007).

Quadro 1 Evolução temporal da produção e produtividade de camarão no Brasil

Ano	Produção (t)	Produtividade (kg/ha/ano)
2001	40.000	4.000
2002	60.128	4.705
2003	90.190	5.458
2004	75.904	6.084
2005	65.000	4.333

Fonte: ABCC, 2007.

3.2 Carcinicultura Orgânica e Convencional

A sustentabilidade de uma cultura animal está relacionada ao abastecimento das necessidades das gerações presentes e futuras; à preservação dos recursos naturais e da diversidade genética; à adoção de uma tecnologia apropriada e à aceitabilidade social.

Recentemente, atenção especial tem sido dada a inúmeros impactos ambientais e sócio-econômicos causados pela carcinicultura, como a destruição de manguezais para a construção de fazendas; salinização do solo; depleção de espécies nativas; impacto dos resíduos resultantes dos processos de cultivo, pré-processamento e processamento, passíveis de causar efeitos tóxicos, mutagênicos ou outros efeitos letais na flora e na fauna; degradação do ecossistema e da paisagem; alterações físico-químicas e biológicas de corpos receptores de efluentes; eutrofização das águas; risco de introdução de espécies exóticas; alterações hidrológicas causadas pela construção dos diques que modificam o fluxo e o padrão de circulação de água no estuário e outros (GRASLUND; BENGTTSSON, 2001; CONAMA, 2002; FIGUEIRÊDO et al., 2004).

Em geral, quanto mais intensivo o sistema, menos este se assemelha ao ecossistema natural, mantido por mecanismos dinâmicos de reciclagem e *feedback* (KAUTSKY et al., 2000). Em muitos sistemas de monocultivo intensivo, a alta produtividade é garantida pela ração e equipamentos como bombas e aeradores. As rações contêm componentes transgênicos, aditivos sintéticos e metais pesados, e são usados antibióticos (WAINBERG; ANDERS; UGAYAMA, 2005).

As principais razões para o uso de produtos biológicos e químicos são problemas na qualidade da água e o risco de doenças. Os produtos mais usados na aquicultura são fertilizantes, desinfetantes, antibióticos e probióticos, cujos usos aumentam com o aumento da densidade (KAUTSKY et al., 2000; GRASLUND; BENGTTSSON, 2001).

A utilização de produtos químicos no cultivo de camarões não é comum no Brasil. São usados rotineiramente nos viveiros de engorda fertilizantes químicos e orgânicos, calcário agrícola, cal virgem, e cloro, que possuem baixo potencial de impacto ambiental. Mais raramente, são usados compostos de cobre como algicidas e rações medicadas com antibiótico para o controle de infecções. Na preparação dos viveiros, utiliza-se cloro líquido ou granulado, de forte toxidez e alta volatilidade, o que exige cuidado no seu uso.

Os fertilizantes orgânicos e inorgânicos são usados para aumentar a proliferação do fitoplâncton, fonte de alimentação natural do camarão. Normalmente não é necessário o uso dessas substâncias se é fornecida alimentação artificial. Seu uso pode causar deterioração do solo e da água. Já os desinfetantes são utilizados para controlar o fitoplâncton ou para oxigenar o fundo do solo. Essas substâncias para tratamento do solo e da água são usadas também para aumentar a decomposição orgânica; os pesticidas matam organismos como peixes, crustáceos, fungos, caramujos e algas. As substâncias mais

usadas são: cloro, formol, compostos de amônio quaternário e de iodo, e peróxido de hidrogênio (KAUTSKY et al., 2000; GRASLUND; BENGTSSON, 2001).

O metabissulfito é um alvejante que, quando lançado em corpos d'água, reage com o oxigênio dissolvido da água e causa o abaixamento do pH da água, podendo provocar a mortandade da biota aquática. Durante a despesca, a manipulação do metabissulfito nas proximidades do canal de descarga acarreta o derramamento do mesmo no canal, além do contato de vários funcionários com o produto (FIGUEIRÊDO et al., 2004).

O uso indiscriminado de antibióticos causa especial preocupação, uma vez que pode resultar na formação de cepas de bactérias com resistência ao antibiótico e trazer problemas de saúde pública no controle de doenças humanas (KAUTSKY et al., 2000).

O acúmulo de antibióticos no sedimento do viveiro afeta a composição e atividade bacteriana, mudando a estrutura bentônica das comunidades microbianas, podendo levar à diminuição ou inibição da atividade microbiana no sedimento, o qual pode levar as condições anaeróbicas. A degradação aeróbica da matéria orgânica pela atividade bacteriana produz menos produtos tóxicos, como dióxido de carbono e nitratos, que na degradação anaeróbica, a qual resulta em produtos mais tóxicos como sulfitos e amônia, além disso, resíduos de antibióticos como o cloranfenicol, podem afetar a denitrificação diminuindo, por sua vez, a qualidade da água (GRASLUND; BENGTSSON, 2001).

A persistência de resíduos de substâncias químicas, como as comentadas anteriormente, depende das condições do ambiente. Os principais fatores que influenciam a degradação da matéria orgânica são: temperatura, pH, nível de oxigênio dissolvido, intensidade de luz e a presença de microorganismos. Diferentes substâncias respondem de diferentes maneiras a condições específicas do ambiente. Geralmente há uma maior degradação em altas temperaturas e maiores intensidades de luz. Resíduos nos sedimentos tendem a permanecer por maiores períodos que resíduos na água especialmente se há condições anaeróbicas e uma menor probabilidade de fotodegradação. De outra maneira, algumas substâncias degradam mais rapidamente sob anaerobiose que sob aerobiose (GRASLUND; BENGTSSON, 2001).

Os autores supracitados afirmam também que alguns fazendeiros utilizam microorganismos como uma alternativa, a exemplo de *Bacillus* spp., usados para o controle de infecções por *Vibrio* spp. São inóculos de bactérias vivas e produtos fermentados ricos em enzimas extracelulares, denominados probióticos, que previnem o *off-flavor*, reduzem a

proporção de algas verdes e azuis - menos nitrato, nitrito, amônia e fosfato, mais oxigênio dissolvido, e aumenta a degradação da matéria orgânica.

Graslund, Holmstrom e Wahlstrom (2003) avaliaram o uso de produtos químicos numa entrevista com 76 criadores de *Penaeus monodon* das três principais regiões produtoras na Tailândia. Os produtos mais usados foram substâncias para tratamento do solo e da água, pesticidas, desinfetantes e antibióticos, que são fatores de risco na cultura do camarão, segurança alimentar, saúde ocupacional e ecossistema. Náuseas, queimaduras, irritação dos olhos e do trato respiratório são alguns dos exemplos de efeitos negativos dessas substâncias químicas no homem. A Tailândia não possui uma legislação específica para o uso desses compostos químicos na aquicultura, mas muitos deles são regulados para outros propósitos.

Os antibióticos mais comuns observados pelos autores supracitados foram as fluoroquinolonas, tetraciclina e sulfonamidas. As drogas são usadas para prevenir e tratar infecções por *Vibrio* spp. e por outros agentes, mas são fatores de risco para o desenvolvimento de resistência, que pode dificultar o tratamento das infecções tanto dos camarões cultivados quanto dos humanos que foram expostos. Além disso, a exposição às sulfonamidas pode causar dermatites, e ao cloranfenicol, anemia aplástica.

Uma outra questão de importância na carcinicultura convencional é em relação às espécies exóticas, que podem deslocar as espécies nativas através de competição por limitação de recursos. As espécies animais introduzidas podem ser predadoras das espécies nativas e levá-las à extinção, ou alterar o seu habitat a tal ponto que muitas destas espécies não conseguem subsistir. Pode-se dizer que as vantagens apresentadas pela espécie *L. vannamei*, quando comparada às espécies nativas, são: maior rusticidade, melhor conversão alimentar, melhores taxas de crescimento e maior resistência às condições ambientais adversas. Essas características justificam a preferência dos produtores de camarão por essa espécie. Entretanto, por se tratar de uma espécie exótica, existe todo o conjunto de riscos ambientais potencialmente associados à espécie (FIGUEIRÊDO et al., 2004).

Durante a despesca ou quando acontece o desmoronamento de viveiros, ocorre o escape do camarão cultivado em águas interiores para rios e lagoas da região. A espécie cultivada *L. vannamei* é exógena no litoral brasileiro e, principalmente, em águas interiores. Sua introdução acarreta alterações nos ecossistemas aquáticos, modificando a cadeia trófica existente (FIGUEIRÊDO et al., 2004).

Esses impactos podem comprometer a sustentabilidade dos viveiros de cultivo e a qualidade da água circundante aos mesmos, o que vem se tornando uma preocupação constante dos carcinicultores, uma vez que a rentabilidade econômica está diretamente relacionada à qualidade da água e meio ambiente circundante.

Porém, apesar da carcinicultura ser potencialmente impactante, cujos exemplos de efeitos negativos estão expostos no Quadro 2, é perfeitamente possível produzir camarão em harmonia com o meio ambiente. A crescente evolução da atividade e seu excelente desempenho em termos de produtividade, aliados à longevidade de algumas fazendas, são uma demonstração de que a atividade pode conviver com programas de proteção ambiental. A sustentabilidade ambiental do camarão cultivado, tal como está demonstrado no Brasil, é uma questão de tecnologia, de adoção de códigos de conduta, de medidas de biossegurança e de gestão de qualidade por parte do setor produtivo, e de regulamentação ambiental e fiscalização por parte do governo (ABCC, 2003).

Quadro 2 Efeitos negativos da carcinicultura tradicional no ambiente

Ações	Impactos
Construção em áreas cujos solos são arenosos	Elevadas perdas de água por infiltração
Retirada do solo dos tanques	Alterações na estrutura do solo e redução da fertilidade natural
Aludes descobertos; canais de drenagem com elevada inclinação; desmatamento	Erosão e desequilíbrio ambiental
Construção em área de preservação	Inundações, assoreamento dos corpos d'água
Uso de água salina	Aumento da quantidade de sais em corpos de água doce e no solo
Consumo elevado de água	Depleção do recurso natural
Lançamento de matéria orgânica e nutrientes em corpos d'água	Eutrofização
Lançamento de metabissulfito em corpos d'água e no solo	Consumo rápido de oxigênio; aeração da solução e da água e diminuição do pH
Destruição dos mangues	Emigração da comunidade local; destruição de espécies marinhas

Fonte: FIGUEIRÊDO et al., 2004; CUOCO, 2005.

A carcinicultura orgânica foi introduzida primeiramente no Equador no final da década de 90, e em 1999 foram estabelecidos os primeiros padrões por uma certificadora alemã. Inicialmente é necessário alto investimento, que é compensado posteriormente com

os lucros das vendas, uma vez que o camarão orgânico tem preço mais competitivo que o crustáceo produzido pelo método convencional (CUOCO, 2005).

Este tipo de aquicultura promove um processo biológico que consiste num sistema integrado de animais, ambiente, nutrientes e sabor produzido, de modo que leva à sustentabilidade do sistema. Os padrões orgânicos não são produtos e sim processos, a fim de se garantir práticas que produzam um alimento com bom valor nutricional e sustentabilidade. A atividade orgânica é rentável, com um alto investimento no início, compensado com os lucros das vendas, uma vez que o camarão orgânico tem preço mais competitivo que o crustáceo produzido pelo método convencional.

O termo “orgânico” no contexto de produção alimentar tem a conotação de padrão e certificação. Ainda há uma diversidade de padrões na aquicultura que muitas vezes, variam entre países, certificadores e espécies. As fazendas orgânicas no Brasil seguem diretrizes da *Food and Agriculture Organization* (FAO) e *International Federation of Organic Agriculture Movements* (IFOAM) entre outras certificadoras internacionais, e a certificação é realizada pelo Instituto Biodinâmico (IBD). O Quadro 3 expõe vantagens e princípios da certificação orgânica:

Quadro 3 Certificação orgânica

Vantagens da certificação orgânica	Princípios da certificação orgânica
<ul style="list-style-type: none"> ▪ Protege os mangues; ▪ Controla a mancha-branca; ▪ Reduz o uso do bissulfato; ▪ Protege o camarão natural; ▪ Recicla a cabeça do camarão; ▪ Promove vigilância do consumo de energia; ▪ Mantém ou melhora a diversidade genética e biológica; ▪ Utiliza métodos do sistema de produção bem adaptados à região; ▪ Provê espécies com condições ótimas de sobrevivência e promove saúde; ▪ Recicla materiais de origem vegetal ou animal de modo a retornar nutrientes para a terra, minimizando o uso de fontes não renováveis; ▪ Minimiza a poluição do ambiente; <p>Melhora as condições de vida dos trabalhadores e outros.</p>	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Ausência de modificação genética; ▪ Limitação da densidade; ▪ Alimentação e fertilização orgânica certificada; ▪ Proibido o uso de herbicidas e pesticidas; ▪ Restrição do consumo de energia; ▪ Proibido o uso profilático de antibióticos e quimioterápicos; ▪ Vigilância intensa de danos ecológicos; proteção e integração com o ecossistema; ▪ Produção segundo outros princípios orgânicos.

Fonte: NATURLAND, 2004; NATIONAL..., 2005.

Nesse tipo de atividade, há o cultivo de várias espécies aquáticas, como camarões, peixes e ostras, efetuado em ambiente isento de antibióticos, herbicidas, pesticidas, conservantes e transgênicos, alimentados com organismos planctônicos, nectônicos, bentônicos, ou vegetais ou ração orgânica, utilizando preferencialmente alevinos, pós-larvas ou girinos de cultivos orgânicos. Além disso, os bons aspectos para se obter uma certificação do camarão orgânico também envolvem o reflorestamento de 50% da fazenda com mangues, limitação da densidade e vigilância intensa dos danos ecológicos e proteção do ecossistema (DIAS; MARUYAMA, 2005; FARÍAS, 2005).

A água de cultivo preferencialmente deve ser originária de nascentes da propriedade ou de microbacias cobertas por vegetação nativa ou onde se pratique a agricultura orgânica. A adubação da água, necessária ao desenvolvimento do plâncton, alimento básico de alevinos, pós-larvas ou girinos, deve ser efetuada com adubos orgânicos curtidos, tais como cama de galinhas poedeiras ou de frangos de corte, alimentados com ração isenta de antibióticos (DIAS; MARUYAMA, 2005).

A ração orgânica deve ser isenta de antibióticos e possuir todos os seus componentes, tais como farelo de soja, farelo de milho, farelo de trigo, farelo de agricultura orgânica, sem agrotóxicos, carrapaticidas, inseticidas ou outros, sendo os produtos vegetais adubados com adubação verde ou orgânica. Alevinos, pós-larvas ou girinos, preferencialmente devem ser produzidos na propriedade, ou adquiridos de produtores que utilizem a aquicultura orgânica (DIAS; MARUYAMA, 2005).

De maneira geral, o período requerido para conversão do convencional para o orgânico é estabelecido pela análise da história da propriedade e seu entorno, biologia das espécies cultivadas, tecnologia empregada e estrutura da propriedade. Nos ambientes aquáticos, os resíduos das culturas anteriores tendem a se acumular no solo e em certos organismos via cadeia alimentar. A persistência de resíduos provenientes dos cultivos anteriores em ecossistemas artificiais para cultivo de espécies aquáticas é desconhecida, o que implica na necessidade de precaução (WAINBERG; ANDERS; UGAYAMA, 2005).

Segundo Wainberg, Anders e Ugayama (2005), com o cultivo orgânico, a produção é efetuada pelo manejo ecológico do ecossistema dos viveiros, de modo a beneficiar as espécies cultivadas pela via natural da cadeia alimentar, através do aumento da produtividade primária sustentada pela fertilização orgânica. Para o melhor aproveitamento dos diversos nichos alimentares do ecossistema, os viveiros são povoados com espécies de diferentes nichos ecológicos, buscando um equilíbrio e sinergia positiva entre os

organismos. Os recursos naturais, fornecidos pela água e solo dos viveiros, são conservados de maneira sustentável de modo a reduzir ao mínimo os impactos ambientais no entorno e interior da propriedade. O ecossistema dos viveiros é manejado sazonalmente para aproveitar a produtividade natural de um ciclo como inóculo para o ciclo posterior. Os viveiros são manejados de modo a conservar o alimento natural entre os ciclos de cultivo para servir de inóculo para o ciclo seguinte. Os principais insumos são EM-4 (estabilizador da matéria orgânica), *bokashi* (farelos fermentados) e húmus de minhoca. O desenvolvimento de uma ração orgânica para alimentação indireta dos organismos cultivados através da cadeia alimentar está em desenvolvimento e deverá resultar em significativo incremento da produtividade sem prejuízo a sustentabilidade do sistema. O Quadro 4 apresenta alguns padrões da certificação orgânica:

Quadro 4 Alguns padrões da certificação orgânica

Seleção do local e interação com o ecossistema	O local e o método de manejo da fazenda não devem afetar o ecossistema, devendo-se evitar impactos negativos causados por efluentes ou pelo escape de animais, por exemplo.
Espécies e origem das linhagens	Devem ser preferidos espécies nativas (autóctones) e o uso da policultura.
Reprodução	A reprodução natural deve ser feita. Proibido o uso de hormônios.
Sistema	O sistema (densidade, solo, água, abrigo, sombra, fluxo, etc.) deve ser projetado de modo a garantir a manutenção de padrões comportamentais espécie-específicos. A luz artificial deve ser evitada.
Suprimento de oxigênio	Não é permitida aeração/oxigenação artificial permanente.
Fertilização orgânica	Os fertilizantes devem ser garantidamente orgânicos.
Alimentação	Produtos vegetais usados na alimentação devem seguir padrões orgânicos. Produtos derivados de animais terrestres são proibidos, assim como o uso de transgênicos. Vitaminas, minerais, pigmentos e enzimas naturais podem ser usados como aditivos.
Controle de doenças	Proibido o uso de antibióticos mesmo em doses subterapêuticas.
Produtos sintéticos	Proibido o uso de promotores e reguladores do crescimento, aditivos, aminoácidos puros, corantes artificiais e outros.

Fonte: ISEES, 2001; NATIONAL..., 2005; NATURLAND, 2005.

3.3 Composição Química do Camarão

Várias espécies de peixes, crustáceos e moluscos têm atraído atenção como importantes fontes de nutrientes da dieta humana. A composição da parte comestível desses animais varia entre 70% a 85% de umidade, 1% a 1,5% de cinzas e 20% a 25% de proteínas. Porém, esta composição é variável de espécie para espécie, conforme a sazonalidade, estágio de desenvolvimento, parte do corpo, pré ou pós-desova e condições nutricionais (BEIRÃO et al., 2000; YANAR; ÇELIK, 2006; SRIKET et al., 2007).

O camarão com algumas semanas de vida (após a fase larval) é conhecido como pós-larva e se concentra próximo à costa e nos estuários. A pós-larva, embora seja muito menor, é semelhante ao adulto. Do ovo à maturidade, o camarão passa por vários estágios. Os ovos fecundados são liberados e destes nascem os náuplios, a primeira fase larval, que se alimenta de suas reservas corpóreas. Depois se transforma em *zoea*, segundo estágio, cuja dieta são algas, e então a última fase do desenvolvimento larval, a *mysis*, que se alimenta de algas, diatomáceas, zooplâncton, detritos e ração comercial. Do estágio pós-larva evolui para o juvenil; este consome zooplâncton, detritos e rações comerciais (GRAEVE; WEHRTMANN, 2003).

A biota como fonte alimentar tem grande importância nos camarões cultivados, contribuindo por cerca de 75% dos requerimentos nutricionais. É necessário, porém, manter um adequado nível das comunidades bióticas para um consumo eficiente desses organismos, como o caso de zooplâncton e comunidades bentônicas (MARTINEZ-CORDOVA; CAMPAÑA-TORRES; PORCHAS-CORNEJO, 2002).

A produção comercial intensiva de crustáceos é dependente da utilização de alimento vivo, sendo inúmeras as vantagens da utilização do estágio naupliar de *Artemia* para este fim: alto teor protéico, tamanho adequado, mobilidade e conseqüente aceitação pelo predador, atração organoléptica, carapaça quitinosa fina, facilidade de armazenamento do cisto e praticidade de sua utilização. No entanto, existe grande variabilidade na composição bioquímica dos náuplios, sendo esta diretamente relacionada ao ecossistema em que se desenvolveram suas biomassas. A concentração do ácido eicosapentaenóico (C20:5 n-3) contida nos náuplios de *Artemia* determina o valor nutritivo dos mesmos para organismos marinhos (PONTES; ANDREATTA, 2003).

Izquierdo et al. (2006) estudaram a importância da alimentação natural em sistemas de troca-zero de água como fonte de ácidos graxos para *L. vannamei* e verificaram a importância dos ácidos docosahexaenóico (C22:6 n-3) e araquidônico (C20:4 n-6) para melhorar a sobrevivência do camarão, sendo apenas o primeiro favorável ao crescimento.

Sriket et al. (2007) avaliaram a composição química de *Penaeus monodon* e de *L. vannamei* e observaram valores aproximados de 80,47% e 77,21% de umidade, 0,95% e 1,47% de cinzas, 17,1% e 18,8% de proteínas, e 1,23% e 1,30% de lipídios, respectivamente. Os fosfolipídios foram os principais componentes dos lipídios (72% a 74%), sendo a maioria lipídios de membrana com altos níveis de fosfolipídios.

Thatje et al. (2004) observaram que o conteúdo de proteínas e de lipídios aumentou gradualmente no desenvolvimento para o primeiro estágio juvenil do camarão *Campylonotus vagans*. O total de lipídios variou de 3% a 9% durante o desenvolvimento, enquanto que o conteúdo protéico correspondeu a cerca de 30% a 40%, mantendo-se quase constante.

Os crustáceos estão em constantes situações de estresse através de fatores endógenos, a exemplo da muda ou de agentes exógenos como mudanças na temperatura e salinidade, patógenos, predadores, alimentação, etc. A muda é um processo fisiológico cíclico requerido para o crescimento e durante este, o camarão naturalmente fica em jejum por um curto período (3-4 dias) (MUHLIA-ALMAZÁN et al., 2005).

Segundo Muhlia-Almazán et al. (2005), a redução de reservas nutricionais durante o período de jejum, tanto no sangue como nos tecidos, tem sido observada em muitos crustáceos e tem sido usada como indicador de quais nutrientes são metabolizados. O jejum causa respostas agudas nos crustáceos, afetando o metabolismo, crescimento e a composição bioquímica do hepatopâncreas.

Pascual et al. (2006) observaram que o modo no qual as reservas foram utilizadas dependeu do nível de proteína usado previamente na dieta, além da importância no estado imunológico, demonstrando o papel do metabolismo protéico no camarão.

De acordo com Shiau (1998), as proteínas são nutrientes indispensáveis para a estrutura e função dos camarões, sendo utilizadas para o crescimento e reparação de tecidos, daí a necessidade de um contínuo suprimento.

A proteína da dieta é um nutriente regulatório, porque o balanço energético e as condições fisiológicas e imunológicas dependem principalmente da habilidade do camarão de usar essa proteína como a principal fonte de energia, demonstrando que o metabolismo

protéico é a principal fonte para a síntese de glicogênio e de glicose no *L. vannamei* e em outras espécies de crustáceos; além disso, a proteína afeta o nível de colesterol da hemolinfa (CHENG; HARDY, 2004; PASCUAL et al., 2006).

O requerimento protéico depende de muitos fatores nutricionais como conteúdo de aminoácidos essenciais, de lipídios e de carboidratos, e nível energético (GUILLAUME, 1989). Rações com excesso de proteínas podem provocar efeitos negativos na qualidade da água como aumento de amônia (MARTINEZ-CORDOVA; CAMPAÑA-TORRES; PORCHAS-CORNEJO, 2002).

3.4 Perfil Lipídico dos Crustáceos

A cadeia alimentar no ecossistema pelágico marinho origina-se no fitoplâncton cujos constituintes orgânicos são transformados pelos animais através da cadeia alimentar e diferentes níveis tróficos. A composição lipídica geralmente caracteriza espécies marinhas; os lipídios e ácidos graxos podem ser usados para acessar condições nutricionais, expectativas de sobrevivência e relações tróficas em diferentes estágios de desenvolvimento (PEDERSEN; STORM, 2002).

A nutrição lipídica de peixes e crustáceos aumentou o interesse dos aquicultores e nutricionistas devido aos seus efeitos no crescimento e na saúde do organismo. A nutrição é um fator importante no crescimento, não apenas na quantidade total de lipídios, mas também na fonte de onde são derivados (DEERING; FIELDER; HEWITT, 1997).

O extrato lipídico do camarão é composto em sua maior parte por fosfolipídios, lipídios neutros e glicolipídios. Dentre os esteróis, componentes da fração lipídica neutra, o colesterol corresponde a 94% a 99% do total (MOURA et al., 2002).

Os lipídios são a maior fonte de energia do camarão e de outros invertebrados marinhos. A estrutura da membrana celular depende muito da combinação de lipídios e proteínas; adicionalmente, os lipídios se acumulam em tecidos específicos, servindo como armazenamento de energia, sendo os principais representantes dessa função os triglicerídios. Constituem em fonte de ácidos graxos e outras classes de lipídios essenciais como os fosfolipídios e esteróis, a exemplo do colesterol que, assim como os fosfolipídios são componentes importantes da membrana, mantendo sua estrutura e função celular

(D'ABRAMO, 1989; MOURENTE et al., 1995; WEHRTMANN, GRAEVE, 1998; GONG et al., 2000a; YEPIZ-PLASCENCIA; VARGAS-ALBORES; HIGUERA-CIAPARA, 2000; PALACIOS et al., 2001; WOUTERS, 2001; GRAEVE; WEHRTMANN, 2003; PONTES; ANDREATTA, 2003; CHENG; HARDY, 2004; TAHARA; YANO, 2004; WYK, 2005; ROY; DAVIS; SOUD, 2006; ZHOU et al., 2007).

Além disso, os autores supracitados afirmam que o colesterol é um importante precursor de hormônios esteróides, o principal esterol no camarão branco, nutriente essencial para o desenvolvimento embrionário e larval, ou seja, crescimento, muda, reprodução e sobrevivência de todas as espécies de crustáceos. Os fosfolipídios servem como mensageiros secundários na sinalização celular e importantes intermediários no metabolismo lipídico. Estes lipídios são também encontrados na hemolinfa aquosa, e devido à sua natureza hidrofóbica, formam um complexo com apoproteína, constituindo a lipoproteína, como também são importantes na absorção das vitaminas lipossolúveis A, D, E e K.

A designação de “ ω ” ou carbono “n” tem relação com a posição da primeira dupla ligação, contando a partir do grupo metílico final da molécula de ácido graxo. Os ácidos graxos n-3 apresentam a primeira dupla ligação entre o terceiro e o quarto átomo de carbono, enquanto os ácidos graxos n-6 têm a primeira dupla ligação entre o sexto e o sétimo átomo de carbono (SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002; GONZÁLEZ-FÉLIX et al., 2004).

O número e a posição das duplas ligações determinam as propriedades físicas e químicas dos ácidos graxos poliinsaturados. As famílias n-6 e n-3 têm diferentes funções fisiológicas e atuam em conjunto para regular os processos biológicos; devido a essas diferenças e à simplicidade da designação “n”, passou a ser mais apropriado empregar esta designação ao estudar aspectos nutricionais envolvendo os ácidos graxos (SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002; MARTIN et al., 2006).

As famílias de ácidos graxos n-3 e n-6 consistem de ácidos graxos poliinsaturados contendo de 18 a 22 átomos de carbonos. Os ácidos graxos poliinsaturados são produzidos a partir dos monoinsaturados pela ação de dessaturases específicas na posição da dupla ligação na cadeia. Os principais ácidos graxos n-3 são o ácido linolênico (18:3 n-3), o ácido eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e o ácido docosahexaenóico (C22:6 n-3), enquanto os principais n-6 são o ácido linoléico (C18:2 n-6) e o ácido araquidônico (C20:4 n-6) (SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002; SOCCOL; OETTERER, 2003).

A composição de ácidos graxos essenciais difere muito entre organismos terrestres e aquáticos. Nos tecidos de animais terrestres, prevalecem os ácidos graxos pertencentes à família n-6, principalmente, os ácidos linoléico (C18:2 n-6) e araquidônico (C20:4 n-6) e, nos organismos aquáticos, ocorre a predominância dos ácidos graxos da família n-3, tanto para espécies marinhas como de água doce, destacando-se os ácidos graxos poliinsaturados n-3, linolênico (C18:3 n-3), eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3), que produzem no homem compostos denominados eicosanóides, envolvidos em vários processos metabólicos de grande importância, principalmente os vasculares, com ações antitrombóticas e antiinflamatórias. O ácido linolênico (C18:3 n-3) é precursor de outros ácidos graxos da série n-3, como o eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3) (TARLEY, 2004; FURUYA et al., 2006; GAROFALAKI; MINIADIS-MEIMAROGLOU; SINANOGLU, 2006).

Os níveis de lipídios em pescados variam significativamente conforme a época, a idade, o grau de maturação sexual e a condição nutritiva, dentre outros fatores (FREITAS et al., 2002).

A nutrição lipídica dos crustáceos tem sua importância devido à influência do lipídio no crescimento e saúde do animal (DEERING; FIELDER; HEWITT, 1997).

Os peneídeos não têm um requerimento lipídico definido. Níveis recomendados para alimentação de camarões comerciais ficam em torno de 6% a 7,5%, com um nível máximo de 10%. A provisão suficiente é baseada na satisfação de requerimentos de nutrientes específicos, como os ácidos graxos, fosfolipídios e esteróis, variando de acordo com a composição da dieta e espécie considerada (D'ABRAMO, 1989; SHIAU, 1998; GONZALEZ-FÉLIX et al., 2002a).

Vários estudos demonstraram que a composição de ácidos graxos do camarão é influenciada pelas dietas (DEERING; FIELDER; HEWITT, 1997; KONTARA; COUTTEAU; SORGELOOS, 1997; LIM et al., 1997; RAVID et al., 1999; BRAGAGNOLO; RODRIGUEZ-AMAYA, 2001; CAVALLI et al., 2001; GLENCROSS et al. 2002a; GONZALEZ-FELIX et al. 2003b; ROY; DAVIS; SOUD, 2006; ZHOU et al., 2007).

De acordo com Roy, Davis e Soud (2006), a suplementação de colesterol e de fosfolipídios (lecitina) em excesso melhora a capacidade osmoreguladora de *L. vannamei*, embora leve a uma sobrevivência e crescimento melhores sob baixas condições de salinidade.

Kontara, Coutteau e Sorgeloos (1997) utilizaram pós-larvas de *Penaeus japonicus* num experimento e verificaram a interação entre requerimentos de fosfolipídios e ácidos graxos n-3 na dieta e concluíram que há uma influência na resistência ao estresse osmótico. Observaram também que mudanças no perfil lipídico do corpo dependem dos níveis desses ácidos graxos na dieta.

Cavalli et al. (2001) descreveram a distribuição e a variação dos lipídios totais, as classes desses lipídios e os ácidos graxos no hepatopâncreas, ovário e tecido muscular de fêmeas de *Macrobrachium rosenbergii* em diferentes estágios de desenvolvimento ovariano. Níveis de lipídios no músculo foram baixos e permaneceram estáveis durante o período de maturação, demonstrando a ausência de mobilização do lipídio. Cerca de 50% desses lipídios são fosfolipídios, provavelmente sendo a maior parte conteúdo da membrana plasmática.

Ravid et al. (1999) concluíram em estudo com *Penaeus semisulcatus* que no final do desenvolvimento do oócito, os ovários tinham acumulado iguais proporções de fosfolipídios (fosfatidilcolina e fosfatidiletanolamina) e triglicerídeos, cujos ácidos graxos mais abundantes foram os poliinsaturados. A presença desses ácidos graxos nos ovários durante a vitelogênese indicou a ocorrência do transporte lipídico para o ovário durante a maturação do oócito. A maioria dos lipídios encontrados na hemolinfa da fêmea era a lipoproteína HDL (64,8%).

Palacios, Ibarra e Racotta (2000) investigaram camarões nativos e cultivados e observaram que a composição bioquímica do ovário refletiu o acúmulo típico de nutrientes associados com a maturação, mas sem diferenças significativas entre os dois ambientes de origem. Uma diminuição de ácidos graxos no hepatopâncreas foi evidenciada, possivelmente relacionada com o transporte de lipídios para os ovários.

Palacios et al. (2001) determinaram o perfil lipídico de ovos de *L. vannamei*. Altos níveis de triglicerídeos, carotenóides e ácido linoléico (C18:2 n-6) foram relacionados com a sobrevivência de zoea III.

Bragagnolo e Rodriguez-Amaya (2001) encontraram um total de 1,1g/100g de lipídios em *Macrobrachium rosenbergii*. O nível do colesterol variou de 114mg/100g em *Penaeus brasiliensis* a 139mg/100g em *Macrobrachium rosenbergii*.

Pedersen e Storm (2002) determinaram o perfil lipídico de larvas dos camarões pelágicos *Pandalus borealis* e *Pandalus montagui*. Os fosfolipídios foram dominantes em todos os estágios pelágicos de desenvolvimento (80-92% do total de lipídios). Os ácidos

graxos encontrados foram: palmítico (C16:0), palmitoléico (C16:1 n-7), esteárico (C18:0), oléico (C18:1 n-9), vacênico (18:1 n-7), eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3), sendo os mais abundantes palmítico (C16:0) (17%), eicosapentaenóico (C20:5 n-3) (20%) e docosahexaenóico (C22:6 n-3) (13%).

Luzia et al. (2003) encontraram valores de lipídios correspondentes 0,94% no verão e 1,16% no inverno. Rosa e Nunes (2003) observaram um total lipídico de *Aristeus antennatus* e *Parapenaeus longirostris* similar nessas duas estações.

Perez-Velazquez et al. (2003) observaram que a temperatura da água na composição lipídica do camarão aumentou significativamente os níveis de triglicerídios, e consequentemente o nível de lipídios totais do hepatopâncreas, já que são ativamente absorvidos e catabolizados neste órgão.

Garofalaki, Miniadis-Meimaroglou e Sinanoglou (2006) determinaram o total de lipídios, fosfolipídios e ácidos graxos no músculo e cefalotórax da lagosta *Palinurus vulgaris*. O total de lipídios foi 1,0% e 2,4%, dos quais os fosfolipídios representaram 66,5% e 47,5% respectivamente. Os principais ácidos graxos foram: palmítico (C16:0), esteárico (C18:0), oléico (C18:1 n-9), vacênico (18:1 n-7), ácido araquidônico (C20:4 n-6), eicosapentaenóico (C20:5 n-3), docosahexaenóico (C22:6 n-3), mirístico (C14:0) e margárico (17:0).

3.5 Colesterol

Os alimentos de origem animal são a rigor as principais fontes de colesterol na dieta. O colesterol encontra-se no alimento nas formas livre e esterificada e intimamente associado a outros lipídios. Para a quantificação total em alimentos, torna-se necessária a conversão do colesterol éster em colesterol livre, sendo a saponificação o método mais freqüentemente utilizado neste sentido (MOURA; TENUTA-FILHO, 2002).

O colesterol proveniente de alimentos tem um impacto negativo somente se absorvido, e a presença da gordura saturada parece que ajuda na absorção. A ingestão de alimentos com alto conteúdo de gorduras saturadas aumenta a fração da lipoproteína de baixa densidade do colesterol (LDL). O camarão tem um alto nível de colesterol, mas quase não tem gorduras saturadas, possuindo teores abundantes de ácidos graxos

poliinsaturados em sua fração lipídica (MOURA; TENUTA-FILHO, 2002; CHENG; HARDY, 2004; JORY, 2005).

O colesterol é um nutriente essencial na dieta do camarão peneídeo, pois este e outros crustáceos não podem sintetizar *de novo* esse principal esterol (mais de 90% a 95% do total), constituinte vital da membrana, responsável por sua permeabilidade e integridade, e precursor de ácidos biliares, hormônios da muda e esteróides como os ecdisteróides, e faz parte da hipoderme dos crustáceos (SHIAU, 1998; YEPIZ-PLASCENCIA; VARGAS-ALBORES; HIGUERA-CIAPARA, 2000; CAVALLI et al., 2001; KANAZAWA, 2001; SMITH; TABRETT; BARCLAY, 2001; MOURA; TENUTA-FILHO, 2002; GRAEVE; WEHRTMANN, 2003; PEREZ-VELAZQUEZ et al., 2003; CHENG; HARDY, 2004).

Embora alguns autores afirmem que *Macrobrachium rosenbergii* não sintetiza *de novo* colesterol, devido à ausência da enzima 3-metilglutaril-CoA redutase (KANAZAWA, 2001; MITRA, et al., 2005), outros dizem que o mesmo o faz, embora a produção não seja suficiente para o requerido no metabolismo (CAVALLI et al., 2001).

Em peneídeos, os náuplios dependem muito das reservas de energia, especialmente dos lipídios. Um crescimento rápido necessita de esteróis livres para a formação de uma nova membrana (MOURENTE et al., 1995).

O colesterol da dieta é digerido, absorvido e armazenado no hepatopâncreas do camarão. Em muitos países desenvolvidos, o hepatopâncreas não é consumido, apenas o músculo do camarão. Então, a produção de camarão de baixo teor de colesterol é de interesse para esses mercados, sendo vantajoso para o consumidor, que busca uma dieta pobre deste componente lipídico (CHENG; HARDY, 2004).

O hepatopâncreas é o principal órgão para o armazenamento e metabolismo do lipídio no camarão (ROSARIO, GONZALEZ-BARO, POLLERO, 1998; GONG et al., 2000b; YEPIZ-PLASCENCIA; VARGAS-ALBORES; HIGUERA-CIAPARA, 2000; MUHLIA-ALMAZÁN et al., 2005).

É sugerido que o colesterol necessário na dieta varie de acordo com as espécies de camarão, a fase de desenvolvimento, a qualidade da dieta, e as condições experimentais (GONG et al., 2000a). O requerimento é de aproximadamente 0,3% a 0,6% de colesterol (KANAZAWA, 2001; MITRA, et al., 2005). Quando o camarão é submetido a severo estresse nutricional, os níveis de colesterol no tecido permanecem inalterados (PEREZ-VELAZQUEZ et al., 2003).

Thongrod e Boonyaratpalin (1998) determinaram os requerimentos de colesterol e de lecitina do camarão juvenil banana *Penaeus merguensis*. O acúmulo de lipídios neutros não-polares no corpo do camarão está diretamente relacionado com o colesterol da dieta. Foi observado que a dieta sem suplementação de colesterol, que já contém cerca de 0,6% de ésteres de colesterol, foi suficiente para o requerido pelo animal, ao contrário do observado com a lecitina, sendo necessário cerca de 1% a 2% na dieta para um bom crescimento e alta sobrevivência do camarão banana.

Smith, Tabrett e Barclay (2001), em estudo realizado para determinar o requerimento de colesterol de *Penaeus monodon* na dieta, concluíram que na maioria das dietas que contém uma proporção significativa de ingredientes de origem animal, o colesterol endógeno desses ingredientes equivale a uma quantidade maior que o requerido (por volta de 1,7g/kg), não sendo necessária a sua suplementação.

Os crustáceos possuem um sistema circulatório aberto, que permite o transporte de nutrientes através da hemolinfa (GONG et al., 2000a). Como em outros crustáceos, a hemolinfa do camarão é composta por hemócitos e plasma. Nos camarões, assim como noutros crustáceos, artrópodes e vertebrados, as lipoproteínas separadas em diferentes classes de acordo com sua densidade. Incluem-se a lipoproteína de muito baixa densidade (VLDL, 1,006g/mL), a lipoproteína de baixa densidade (LDL, 1,006g/mL a 1,06g/mL), a lipoproteína de alta densidade (HDL, 1,0 g/mL a 1,21g/mL) e a lipoproteína de muito alta densidade (VHDL, 1,21g/ml). As lipoproteínas da hemolinfa são encontradas fora das células e transportam lipídios de sítios de absorção, armazenamento e síntese para locais de utilização (YEPIZ-PLASCENCIA, 1998; YEPIZ-PLASCENCIA; VARGAS-ALBORES; HIGUERA-CIAPARA, 2000).

As lipoproteínas HDL e VHDL têm sido identificadas no camarão em ambos os sexos, além dessas, uma outra fêmea-específica tem sido relatada. A HDL é mais abundante que VHDL, contém mais lipídios e é o principal veículo de lipídios. Nas lipoproteínas dos crustáceos, os fosfolipídios são os lipídios mais abundantes (YEPIZ-PLASCENCIA, 1998; YEPIZ-PLASCENCIA; VARGAS-ALBORES; HIGUERA-CIAPARA, 2000; YEPIZ-PLASCENCIA et al., 2002; MASUDA, 2003; GONZÁLEZ-FÉLIX et al., 2004).

Nos peneídeos, as pesquisas têm focado também o isolamento e a caracterização da vitelogenina, lipoproteína de alta densidade fêmea-específica. Presente no hepatopâncreas e na hemolinfa é precursora da lipovitelina ou vitelina e relacionada com o transporte de

nutrientes, proteínas e lipídios de reservas do hepatopâncreas para os ovários (RUIZ-VERDUGO et al., 1997; YEPIZ-PLASCENCIA, 1998; YEPIZ-PLASCENCIA; VARGAS-ALBORES; HIGUERA-CIAPARA, 2000; ROY; DAVIS; SOUD, 2006).

A proteína ligadora de β -glucano (BGBP) é a lipoproteína HDL plasmática, embora a HDL-BGBP funcione como um lipídio transportador e de defesa (YEPIZ-PLASCENCIA, 1998; YEPIZ-PLASCENCIA et al., 2002; MUHLIA-ALMAZÁN et al., 2005).

Ruiz-Verdugo et al. (1997) determinou a concentração das classes de lipídios totais no plasma e na lipoproteína HDL isolada de *L. vannamei*. No plasma do camarão branco juvenil, a concentração de lipídios totais em machos e fêmeas foi similar, próximo a 20 μ g do lipídio por mg de proteína. Os fosfolipídios (fosfatidilcolina, fosfatidiletanolamina, fosfatidilserina, esfingomiélna e lisofosfatidilcolina) foram os componentes detectados mais abundantes (67% a 70%); seguidos de acilgliceróis (18% a 19%), esteróis (12% a 19%) e ácidos graxos livres (2%). Uma distribuição similar foi encontrada no HDL isolado de ambos os sexos: fosfolipídios (78% a 79%), acilgliceróis (11% a 13%), esteróis (9%) e ácidos graxos livres (<1%). O HDL de *L. vannamei* contém aproximadamente 57% de lipídios, 43% de fosfolipídios, 9,5% de acilgliceróis, 4,8% de esteróis e traços de ácidos graxos livres.

Considerando o total de lipídios determinados, o HDL do camarão contém aproximadamente 51% de lipídios, enquanto que no plasma, os lipídios representam somente 2,2%, confirmando o papel da lipoproteína como um lipídio carreador (RUIZ-VERDUGO et al., 1997).

Ruiz-Verdugo et al. (1997) concluiu ainda que pelo menos 52% e 80% (fêmeas e machos, respectivamente) dos lipídios encontrados no plasma do camarão estão associados com o HDL, mas essa percentagem é provavelmente maior, por causa da perda de proteína, durante a purificação do HDL. Desta forma, é também possível que a fração de lipídios plasmáticos também esteja livre ou associada com outras lipoproteínas de diferentes densidades.

Bragagnolo e Rodriguez-Amayal (2001) obtiveram uma concentração do colesterol de 114mg/100g em *Penaeus brasiliensis* e 139mg/100g em *Macrobrachium rosenbergii*.

3.6 Ácidos Graxos

O camarão, como a maioria dos alimentos marinhos, é uma boa fonte de ácidos graxos poliinsaturados n-3, porém apresenta uma menor proporção destes ácidos graxos em relação a outros crustáceos, como o caranguejo, e alguns moluscos como mexilhão, marisco, ostra e lula. As quantidades de ácido eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e ácido docosahexaenóico (C22:6 n-3) variam muito entre estas espécies, sendo que os crustáceos apresentam maior concentração de eicosapentaenóico (C20:5 n-3), enquanto os moluscos, maiores níveis de docosahexaenóico (C22:6 n-3). Há variações individuais na proporção de ácidos graxos, até mesmo dentro de uma mesma espécie (BRAGAGNOLO; RODRIGUEZ-AMAYA, 1997; MOURA et al., 2002; BROWDY et al., 2006).

Os peneídeos apresentam uma capacidade limitada de sintetizar ácidos graxos n-6 e n-3, incluindo os poliinsaturados linoléico (C18:2 n-6) e linolênico (C18:3 n-3), assim como alongar e dessaturar ácidos poliinsaturados para ácidos graxos altamente insaturados, como os ácidos eicosapentaenóico (C20:5 n-3), docosahexaenóico (C22:6 n-3) (D'ABRAMO, 1989; GLENCROSS et al., 2002c; GONZÁLEZ-FÉLIX; PÉREZ-VELASQUEZ, 2002; WYK, 2005; IZQUIERDO et al., 2006). Alguns autores também consideram o ácido araquidônico (C20:4 n-6) essencial (YEPIZ-PLASCENCIA; VARGAS-ALBORES; HIGUERA-CIAPARA, 2000; GLENCROSS; SMITH, 2001b; GRAEVE; WEHRTMANN, 2003).

Os principais ácidos graxos encontrados em camarões marinhos são: palmítico (C16:0), palmitoléico (C16:1 n-7), vacênico (18:1 n-7), eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3) (BRAGAGNOLO; RODRIGUEZ-AMAYA, 2001; D'ABRAMO, 1989). Não há essencialmente ácidos graxos mirístico (C14:0) e erúico (C22:1) no corpo do camarão; aparentemente são armazenados no hepatopâncreas, indicando que são lá metabolizados como fontes de energia, ou alongados e dessaturados para formar outros ácidos graxos (CHENG; HARDY, 2004).

L. vannamei e outras espécies de peneídeos têm em abundância lipídios polares no músculo e neutros no hepatopâncreas, e como principais ácidos graxos em ambos os tecidos, os ácidos palmítico (C16:0), esteárico (C18:0), oléico (C18:1 n-9), linoléico (C18:2 n-6), eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3) (PEREZ-VELAZQUEZ et al., 2003). Cheng e Hardy (2004) afirmam que *L. vannamei* não contém o

ácido mirístico (C14:0), mas contém o ácido docosapentaenóico (C22:5 n-3) no seu corpo e o ácido miristoléico (C14:1), estearidônico (C18:4 n-3), araquídico (C20:0), erúico (C22:1), docosapentaenóico (C22:5 n-3) e tetracosanóico (C24:0) no seu hepatopâncreas.

Os requerimentos para os ácidos linolênico (C18:3 n-3) e docosahexaenóico (22:6 n-3) em peneídeos dependem do estágio de desenvolvimento do camarão (MERICAN; SHIM, 1997).

Lim et al. (1997) avaliaram a resposta de crescimento e a composição de ácidos graxos em juvenis de *L. vannamei* alimentados com dietas contendo altos níveis de ácidos graxos insaturados, o que refletiu na composição desses ácidos no camarão e concluíram que as famílias n-3 e n-6 são essenciais na dieta, embora os n-3 tenham sido necessários para o crescimento máximo, eficiência alimentar e sobrevivência.

A importância de fosfolipídios e ácidos graxos altamente insaturados na nutrição de crustáceos tem sido demonstrada por muitos pesquisadores para muitas espécies de peneídeos incluindo *L. vannamei* (COUTTEAU et al., 1996; LIM et al., 1997; GONG et al., 2000a; GONZÁLEZ-FÉLIX et al., 2002b).

Heu, Kima e Shahidib (2003), demonstraram num estudo utilizando produtos do camarão, que os ácidos predominantes foram palmítico (C16:0) (13,1% a 16,3%), oléico (C18:1 n-9) (6,3% a 10,2%), eicosapentaenóico (C20:5 n-3) (8,9% a 13,2%) e docosahexaenóico (C22:6 n-3) (10,7% a 14,5%). Assim, os produtos do camarão são relativamente ricos em ácidos graxos poliinsaturados da família n-3, como o eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e o docosahexaenóico (C22:6 n-3), o que contribui na prevenção de doenças, entretanto os alimentos processados de camarão não servem como fonte principal desses lipídios.

Os ácidos graxos altamente poliinsaturados, especialmente os n-3, têm um papel importante na manutenção da integridade e flexibilidade das membranas celulares e são requeridos para um ótimo transporte de lipídios através das mesmas; são também importantes para a maturação ovariana e reprodução dos peneídeos. Os ácidos araquidônico (C20:4 n-6) e eicosapentaenóico (C20:5 n-3) são importantes componentes estruturais das membranas celulares e precursores das prostaglandinas, enquanto que o docosahexaenóico (C22:6 n-3) tem papel fundamental no desenvolvimento do sistema nervoso central dos crustáceos. Uma relativa alta concentração de ácido araquidônico (C20:4 n-6) nos músculos denota sua importância como constituinte da membrana celular neste tecido, além de seu nível permanecer estável durante a maturação, o que demonstra

também sua função metabólica. Adequados níveis de ácidos docosahexaenóico (C22:6 n-3) e eicosapentaenóico (C20:5 n-3) em larvas de crustáceos relacionam-se à resistência ao estresse (D'ABRAMO, 1989; YEPIZ-PLASCENCIA; VARGAS-ALBORES; HIGUERA-CIAPARA, 2000; CAVALLI et al., 2001; SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002; SOCCOL; OETTERER, 2003; TAHARA; YANO, 2004).

A proporção relativa desses ácidos graxos poliinsaturados n-3 e n-6 parece diferir entre espécies e pode estar relacionada com esta habilidade de alongar e dessaturar ácidos graxos C18 tanto de n-3 quanto de n-6 em ácidos graxos altamente insaturados de longa cadeia (YEPIZ-PLASCENCIA; VARGAS-ALBORES; HIGUERA-CIAPARA, 2000). A razão n-3/n-6 tem importância no metabolismo do ácido graxo e nutrição lipídica de espécies aquáticas, como influência na membrana celular e efeito alostérico na competição enzima-substrato (GLENCROSS et al., 2002c). Tem sido sugerido que esta razão n-3/n-6 especialmente dos tecidos reprodutivos, também promove um melhor crescimento e reprodução dos crustáceos (DAVIS, et al., 2004).

Os ácidos graxos são ou podem ser transferidos pela cadeia alimentar desde as algas, ao zooplâncton e aos peixes, onde os lipídios são otimamente metabolizados, apresentando exigências nutricionais específicas para cada grupo desses organismos, conforme seu habitat e desenvolvimento, terminando, no nosso caso interesse, como alimento do homem, este então bastante dependente, principalmente das frações dos ácidos graxos altamente insaturados pertencentes à série n-3, como o docosahexaenóico (C22:6 n-3) e o eicosapentaenóico (C20:5 n-3), para o cérebro (PÁDUA, 2005).

Tem havido uma preocupação em se manter o camarão cultivado com uma razão n-6/n-3 muito baixa, típica do camarão nativo. Esses ácidos graxos também estão comercialmente disponíveis, sendo produzidos a partir da fermentação de algas. (BROWDY et al., 2006).

Em relação ao consumo público, as rações para aquicultura que contêm pouco ou não contêm peixe estão envolvidas com preocupações ambientais e da saúde humana. Rações vegetais orgânicas têm o potencial de reduzir o uso de rações com peixes industrializadas, levando à diminuição da taxa de depleção de pescados pelágicos, além da questão do uso de contaminantes químicos em excesso, que se acumulam na cadeia alimentar, concentrados nessas rações e sendo passadas para o consumidor através da alimentação marinha (BROWDY et al., 2006).

O camarão em geral, devido à sua vida curta, baixo nível trófico de alimentação e baixo teor de gorduras acumula poucos contaminantes, e é geralmente um dos mais saudáveis alimentos marinhos (BROWDY et al., 2006).

Browdy et al. (2006) demonstraram a importância de uma alimentação baseada em vegetais orgânicos sem a presença de peixe. Enquanto o desenvolvimento de rações vegetais e sem a presença de peixe é crítico para as indústrias, o interesse dos consumidores conscientes sobre a saúde estende-se ao desenvolvimento de produtos ricos em eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3) e com uma razão n-6/n-3 menor. Devido à eficiência e custo, óleos vegetais com altos níveis de linoléico (C18:2 n-6) são componentes lipídicos comuns em rações, geralmente excedendo os níveis em rações com peixes.

Tem sido demonstrado que ácidos graxos essenciais são requeridos na dieta de crustáceos em níveis entre 0,5% e 1% para peneídeos (DAVIS, et al., 2004).

Os ácidos graxos n-3 são requeridos para a vitelogênese e seu aumento coincide com o aumento de lipídios polares, os quais tendem a conter uma proporção maior de ácidos graxos altamente poliinsaturados que os lipídios neutros (D'ABRAMO, 1989).

Alimentar pós-larvas com ácidos graxos altamente poliinsaturados melhora a tolerância a baixos níveis de salinidade, como resultado de um melhor estado nutricional e efeitos específicos de ácidos graxos altamente insaturados na função e mecanismo de osmoregulação da membrana (HURTADO et al., 2006).

Os ácidos eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3) numa proporção pequena são ineficientes para o crescimento do camarão, e mesmo uma suplementação com alta percentagem desses ácidos graxos, também não é promovido um crescimento máximo do animal (GUILLAUME, 1989).

Vários autores avaliaram os efeitos de diversas fontes lipídicas no crescimento e na composição de ácidos graxos de crustáceos como *Penaeus monodon* (DEERING; FIELDER; HEWITT, 1997; GLENCROSS et al., 2002a), *L. vannamei* (LIM et al., 1997; GONZÁLEZ-FÉLIX et al. 2002b; ZHOU et al., 2007); *Penaeus kerathurus* (MOURENTE et al., 1995). Os efeitos da temperatura e da privação da alimentação na composição dos lipídios e ácidos graxos em camarões foram também estudados (PEREZ-VELAZQUEZ et al., 2003).

Coutteau et al. (1996) desenvolveram pesquisa nutricional em pós-larvas de *L. vannamei* usando diferentes fontes e níveis dos ácidos eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e

docosaehaenóico (C22:6 n-3). As taxas de sobrevivência e resistência ao estresse mantiveram-se estatisticamente indiferentes ao longo de todo o experimento, enquanto os ganhos de peso foram alterados apenas a partir do 18º dia, afetados pelos níveis de fosfolipídios.

Monk e Navarro (1996) compararam o perfil de ácidos graxos de pós-larvas de *L. vannamei* cultivados e não-cultivados no decorrer do ano, sendo os não cultivados possuidores de um maior nível de ácidos graxos poliinsaturados.

Wouters (2001) observou que as necessidades nutricionais nos camarões são maiores em adultos sexualmente maduros que nos não-reprodutivos e juvenis. O referido autor encontrou níveis elevados dos ácidos araquidônico (C20:4 n-6) e docosaehaenóico (C22:6 n-3) nos ovários de *L. vannamei*.

González-Félix et al. (2003a) conduziram um trabalho a fim de avaliar o valor nutricional do ácido linoléico (C18:2 n-6) e linolênico (C18:3 n-3) para juvenis de *L. vannamei*, determinando seus efeitos no crescimento, sobrevivência e composição de ácidos graxos no hepatopâncreas e tecido muscular. O perfil de ácidos graxos desses órgãos refletiu o perfil das dietas. Ácidos graxos altamente insaturados das famílias n-3 mostraram maior valor nutritivo que os ácidos linoléico (C18:2 n-6) e linolênico (C18:3 n-3), levando a um maior ganho de peso. Observaram-se significativo aumento do crescimento quando o camarão *L. vannamei* se alimentou com uma dieta contendo 0,5% de ácidos graxos altamente insaturados n-3. Somente os ácidos graxos altamente insaturados n-3 aumentaram significativamente o total de lipídios no músculo do camarão, tendo então valor maior que ácidos graxos poliinsaturados para juvenis dessa espécie. A razão de ácidos graxos, como LNA/LOA (linolênico (C18:3 n-3)/ácido linoléico (C18:2 n-6)), é provavelmente crítica para maximizar a resposta de crescimento do camarão.

González-Félix et al. (2003b) avaliaram o valor nutricional de ácidos graxos poliinsaturados n-3 e n-6 como o linoléico (C18:2 n-6) e linolênico (C18:3 n-3), e altamente insaturados, como o araquidônico (C20:4 n-6), eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosaehaenóico (C22:6 n-3) para juvenis de *L. vannamei*. O perfil de ácidos graxos foi refletido pela composição dos lipídios da dieta. Os saturados foram mais abundantes nas frações neutras, e os poliinsaturados e altamente insaturados, nas frações polares dos tecidos. Os ácidos graxos altamente insaturados tiveram melhor valor nutricional que os poliinsaturados. Os autores concluíram que para essa espécie o valor nutricional dos ácidos graxos essenciais pode ser determinado pelo comprimento da cadeia e grau de insaturação.

Perez-Velazquez et al. (2003) observaram esses efeitos em adultos machos de *L. vannamei*. Em geral, o grau de insaturação dos ácidos graxos parece ser inversamente relacionado com a temperatura do ambiente, enquanto mudanças nas classes lipídicas variam de acordo com as espécies e tecidos estudados. O alto grau de insaturação dos ácidos graxos, geralmente observado em resposta à diminuição da temperatura, acontece principalmente na fração do fosfolípido. Os autores comentaram ainda que os lipídios no tecido muscular de camarões alimentados eram compostos principalmente por lipídios polares, enquanto os neutros foram os maiores constituintes do hepatopâncreas. Em relação aos ácidos graxos dos tecidos, predominaram: palmítico (C16:0), esteárico (C18:0), oléico (C18:1 n-9), linoléico (C18:2 n-6), eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3). Altos níveis de ácidos graxos poliinsaturados e de altamente insaturados foram observados nos lipídios polares de ambos. Os ácidos graxos dos lipídios neutros do hepatopâncreas refletiram a composição da dieta.

Em *L. vannamei*, altos níveis de docosahexaenóico (C22:6 n-3) e outros ácidos graxos foram observados em baixas temperaturas como resultado de retenção seletiva, já que os peneídeos pouco sintetizam n-6 e n-3 poliinsaturados ou de alongar esses ácidos graxos a altamente insaturados (PEREZ-VELAZQUEZ et al., 2003).

Com a privação da dieta, apenas os lipídios polares foram significativamente reduzidos no músculo. Um profundo efeito aconteceu também nos ácidos graxos corporais, sendo os n-3 preferencialmente utilizados nesta condição pelos lipídios polares do músculo e neutros do hepatopâncreas, como também os n-6 pelos lipídios neutros do hepatopâncreas. Os ácidos graxos saturados e monoinsaturados foram uniformemente consumidos (PEREZ-VELAZQUEZ et al., 2003).

Hurtado et al. (2006) analisaram o efeito da suplementação de ácidos graxos altamente insaturados em juvenis de *L. vannamei* em diferentes níveis de salinidade e concluíram que o crescimento em altas salinidades é aumentado pela adição de ácidos graxos altamente insaturados na dieta, mas dietas enriquecidas com esses ácidos graxos não têm efeito no camarão criado em baixos níveis de salinidade. A pressão osmótica na hemolinfa foi afetada pela salinidade, mas não pela adição desses. Os camarões alimentados com ácidos graxos altamente insaturados tiveram níveis maiores dos ácidos eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3) no hepatopâncreas.

Zhou et al. (2007) avaliaram os efeitos de algumas fontes de lipídios no crescimento e composição de ácidos graxos de juvenis de *L. vannamei*. Houve diferenças

significantes no conteúdo lipídico corpóreo e no hepatopâncreas e uma correlação entre os ácidos graxos da dieta e do camarão, principalmente dos insaturados, mostrando a essencialidade dos n-3 e n-6, e a importância, principalmente dos primeiros, no crescimento máximo, eficiência dietética e sobrevivência.

Cheng e Hardy (2004) concluíram que o perfil de ácidos graxos foi refletido pela dieta, porém o ganho de peso e a sobrevivência do camarão *L. vannamei* não foram afetados por esses ácidos graxos, indicando que os níveis desses ácidos graxos poliinsaturados determinaram o requerimento de ácidos graxos n-3.

Merican e Shim (1997) investigaram requerimentos de ácidos graxos altamente insaturados em juvenis de *Penaeus monodon* e concluíram que os níveis requeridos de ácido linolênico (C18:3 n-3) foi de 2,5% e para o ácido docosahexaenóico (C22:6 n-3), 1,44%.

Embora somente o ácido linolênico (C18:3 n-3) e o docosahexaenóico (C22:6 n-3) terem sido identificados como tendo um valor essencial no *Penaeus monodon*, também tem sido observada considerável importância do ácido linoléico (C18:2 n-6) e do ácido eicosapentaenóico (C20:5 n-3) no crescimento, além de haver um crescimento adicional quando dois ou mais ácidos graxos essenciais são providos numa combinação ótima (GLENCROSS et al., 2002a).

Glencross e Smith (2001b) examinaram os requerimentos dos ácidos eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3) de *Penaeus monodon* quando foram fornecidos também níveis dos ácidos linoléico (C18:2 n-6) e linolênico (C18:3 n-3). Níveis melhores de crescimento foram obtidos com combinações de eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3). A adição de ácidos graxos altamente insaturados na dieta causou um efeito negativo no crescimento. Os autores concluíram que tanto o eicosapentaenóico (C20:5 n-3) quanto o docosahexaenóico (C22:6 n-3) têm considerável capacidade de promover crescimento, principalmente quando há um balanço ótimo de ambos incorporados na dieta.

Glencross et al. (2002a) confirmaram em estudo sobre a influência de ácidos graxos essenciais nos lipídios de dietas de *Penaeus monodon*, que os ácidos graxos essenciais são requeridos como proporção do total de ácidos graxos da dieta, e não como uma proporção da dieta.

Embora o ácido araquidônico (C20:4 n-6) seja considerado essencial para peixes marinhos e melhora as condições de sobrevivência do camarão, afeta negativamente o

crescimento (IZQUIERDO et al., 2006). Glencross e Smith (2001a) obtiveram uma resposta negativa no crescimento de *Penaeus monodon* com este ácido graxo.

Glencross et al. (2002c), através de dietas formuladas, mostrou a importância dos lipídios no camarão tigre *Penaeus monodon*, e reportou os ácidos graxos essenciais requeridos por este, considerando-os importantes no crescimento, além da interação n-3 e n-6. A inclusão de outros ácidos graxos, como o ácido araquidônico (C20:4 n-6), também promoveu esse efeito, embora a capacidade desses ácidos interagirem ou competirem com outros ácidos graxos pode aumentar à medida que aumenta a cadeia e o nível de insaturação.

Mourente et al. (1995) determinaram as variações de lipídios e ácidos graxos em larvas de *Penaeus kerathurus* alimentados com algas, rotíferos e *Artemia*. A composição de ácidos graxos nos diferentes estágios de desenvolvimento refletiu na composição destes dos alimentos. O ácido docosaenoico (C22:6 n-3), ausente na *Artemia* foi especificamente retido na pós-larva. Os autores reportaram baixos níveis de ácido linolênico (18:3 n-3), atribuindo ao fato de *Artemia* usada na dieta ser rica em eicosapentaenoico (C20:5 n-3) e pobre nesse ácido graxo. O acúmulo de ácido linolênico (18:3n-3) com baixos níveis de eicosapentaenoico (C20:5 n-3) encontrados nas larvas evidenciam a inexistência da rota bioquímica que leva a formação de poliinsaturados C20 e C22 de outros C18.

Dietas contendo altos níveis de ácidos graxos altamente insaturados n-3 promovem o crescimento de penéides. *Penaeus japonicus* pode dessaturar ou alongar linolênico (18:3 n-3) a (C20:5 n-3) e docosaenoico (C22:6 n-3), entretanto, a taxa de conversão é muito baixa para o requerido na fase larval, ainda maior que no caso dos juvenis, sugerindo uma variação no metabolismo de ácidos graxos durante o desenvolvimento (MOURENTE et al, 1995).

Yanar e Çelik (2005) realizaram um estudo cujo foco foram as mudanças na composição de ácidos graxos de *Penaeus semisulcatus* e *Metapenaeus monoceros* de acordo com as estações. Os valores de lipídios encontrados nesses camarões foram 0,97% a 1,07% e 0,98% a 1,15%, respectivamente. O total encontrado de ácidos graxos saturados foi 27,3% a 34,8% em *Penaeus semisulcatus* e 21,7% a 25,6% em *Metapenaeus monoceros*. Os principais ácidos graxos encontrados em ambas as espécies foram palmítico (16:0), esteárico (C18:0), palmitoléico (C16:1 n-7), oléico (C18:1 n-9), araquidônico

(C20:4 n-6), eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosaexaenóico (C22:6 n-3), correspondendo a cerca de 80% do total.

Estudo realizado no camarão *Parapenaeus longirostris* mostrou que o cérebro deste possui menos ácidos graxos poliinsaturados que os de peixes marinhos, apesar de ter altos níveis de monoinsaturados (MOURENTE; DYAZ-SALVAGO, 1998).

Luzia et al. (2003) avaliaram a influência da sazonalidade na composição de ácidos graxos do camarão *Xiphopenaeus kroyeri* observaram altos níveis de ácidos graxos saturados e insaturados no verão.

Bragagnolo e Rodriguez-Amayal, (2001) encontraram em *Penaeus brasiliensis* e *Macrobrachium rosenbergii* os seguintes ácidos graxos: palmítico (16:0) (139mg/100g – 82%), eicosapentaenóico (C20:5 n-3) (85}126mg/100g), docosaexaenóico (C22:6 n-3) (62}97mg/100g), oléico (C18:1 n-9) (45}62mg/100g), esteárico (C18:0) (49}55mg/100g), palmitoléico (C16:1 n-7) (34}67mg/100g), araquidônico (C20:4 n-6) (30}44mg/100g) e vacênico (18:1 n-7) (18}31mg/100g). Em *Macrobrachium. rosenbergii*, os mais abundantes foram linoléico (C18:2 n-6) e heptadecanóico (C17:0).

Cavalli et al (2001) verificaram que a proporção de ácidos graxos poliinsaturados foi menor que dos saturados e monoinsaturados em todos os tecidos estudados. Esses últimos são as maiores fontes de energia durante o desenvolvimento embrionário e larval do *Macrobrachium rosenbergii*.

Tem sido demonstrada a importância do docosaexaenóico (C22:6 n-3) para diferentes espécies de peneídeos, com diferentes níveis desse ácido graxo no músculo e nos ovários de *L. vannamei*. Cavalli et al (2001) encontraram uma proporção de 43% de linoléico (C18:2 n-6) nos ovários de *Macrobrachium rosebergii* enquanto Roy, Davis e Soud (2006) acharam apenas 6,6% em *Fenneropenaeus indicus*, diferença esta possivelmente relacionada à nutrição ou ao habitat.

Rosário, Gonzalez-Baro e Pollero (1998), mostraram em sua pesquisa que a deficiência de ácidos graxos essenciais C20 em *Macrobrachium borellii* envolve a diminuição de lipídios neutros e fosfolipídios.

Thatje et al. (2004) em estudo com o camarão caribeano *Campylonotus vagans* observou que a composição de ácidos graxos variou bastante durante o desenvolvimento larval. Os principais ácidos graxos encontrados foram: oléico (C18:1 n-9), palmítico (C16:0) e eicosapentaenóico (C20:5 n-3), correspondendo a 20%, 15% e 12%, respectivamente; além de outros: vacênico (18:1 n-7), linolênico (18:3 n-3), esteárico

(C18:0) e palmitoléico (C16:1 n-7), contribuindo 8%, 7%, 6% e 4%, respectivamente, para o total de ácidos graxos. No geral, observaram a presença de 15% de saturados, 35% de monoinsaturados e de 40% de poliinsaturados em larvas e juvenis. Exceto pelo eicosapentaenóico (C20:5 n-3), este resultado foi decorrente principalmente pela alimentação com *Artemia nauplii*.

O conteúdo variável de ácidos graxos, como o observado com o linolênico (18:3 n-3) no desenvolvimento larval, pode ter sido devido a condições individuais de alimentação da larva. O jejum da larva acontece principalmente antes da ecdise, e a composição de ácidos graxos ajuda a distinguir períodos de alimentação desse período de jejum (THATJE et al., 2004).

Tahara e Yano (2004) demonstraram uma profunda relação da prostaglandina ovariana com o ácido araquidônico (C20:4 n-6) durante o processo de maturação ovariano no camarão kuruma *Marsupenaeus japonicus*. Não observaram, porém, nenhuma variação significativa na composição de outros ácidos graxos durante os estágios de desenvolvimento ovariano. O estudo mostrou um aumento nas prostaglandinas e simultânea diminuição de ácido araquidônico (C20:4 n-6) (precursor da prostaglandina), mas não de ácido eicosapentaenóico (C20:5 n-3) (também precursor da prostaglandina) no ovário imaturo.

Os ácidos graxos são tradicionalmente analisados por cromatografia gasosa através da identificação de seus ésteres metílicos. A preparação desses ésteres envolve a extração das moléculas de lipídios da amostra, a quebra das ligações dos ácidos graxos livres ou esterificados e a formação de ésteres metílicos. A determinação dos ácidos graxos em amostras marinhas é dificultada pelo alto conteúdo de poliinsaturados, além disso, grandes quantidades de colesterol em algumas amostras (gônadas, tecido nervoso e plasma) podem dar picos de amostras anteriores (MEIER et al., 2006).

Meier et al. (2006) afirmaram que houve uma boa correspondência entre o perfil de ácidos graxos determinado por metilação direta e extração através do método de Folch; Less e Sloan-Stanley (1957) seguida de metilação, apesar de que, no primeiro caso a determinação do total de ácidos graxos foi maior, principalmente porque uma grande proporção de ácidos graxos estava ligada a lipídios polares.

3.7 Fosfolipídios

Assim como o colesterol, os fosfolipídios também são nutrientes essenciais de grande importância para os crustáceos, já que não são sintetizados *de novo* pelo camarão ou os são em quantidades insuficientes (THONGROD; BOONYARATPALIN, 1998; GONG et al., 2000a; ROY; DAVIS; SOUD, 2006).

Mitra et al. (2005) afirmou que o camarão de água doce *Macrobrachium rosenbergii* tem também a habilidade limitada para sintetizar fosfolipídios.

Guillaume (1989) citou que os fosfolipídios poderiam ser classificados como componentes dietéticos semi-essenciais, pelo menos nos juvenis, já que a biosíntese dos ácidos graxos, glicerol, colina e inositol, é possível, embora muito lenta.

Os fosfolipídios são polares e seus resíduos de ácidos graxos variam no comprimento da cadeia e grau de saturação (GONZÁLEZ-FÉLIX et al., 2004).

Nos crustáceos, os fosfolipídios são considerados os principais componentes da hemolinfa e dos tecidos, exceto no hepatopâncreas, cujos principais componentes são os esteróis e triglicerídios (D'ABRAMO, 1989; CAVALLI et al., 2001). Os fosfolipídios são também os componentes lipídicos mais abundantes nos ovários (GONG et al., 2000; ROY; DAVIS; SOUD, 2006).

Os fosfolipídios são importantes componentes da membrana celular e têm papel importante no metabolismo dos lipídios. Têm sido sugeridos como importantes mediadores no transporte do lipídio, já que as lipoproteínas são formadas também por estes elementos, facilitam o armazenamento de lipídios no hepatopâncreas, aumentando a disponibilidade do colesterol da dieta. Além disso, relacionam-se com outras funções celulares, como o transporte de íons, diferenciação e metabolismo; além de fonte de energia durante a muda e de ácidos graxos essenciais (COUTTEAU; CAMARA; SORGELOOS, 1996; GONG et al., 2000; GONZÁLEZ-FÉLIX; PÉREZ-VELASQUEZ, 2002; GONZÁLEZ-FÉLIX et al., 2004; WYK, 2005; ROY; DAVIS; SOUD, 2006).

A fosfatidilcolina encontrada particularmente na hemolinfa, não no hepatopâncreas ou nos músculos, sugere que os fosfolipídios têm um papel importante no transporte de outros lipídios como o colesterol e triglicerídios (YEPIZ-PLASCENCIA; VARGAS-ALBORES; HIGUERA-CIAPARA, 2000).

Os efeitos benéficos dos fosfolipídios no camarão são decorrentes do transporte e utilização de lipídios neutros da dieta através de uma melhor mobilização, favorecendo a deposição dos lipídios e um aumento de energia disponível para o crescimento e sobrevivência. Assim, o fosfolipídio possivelmente aumenta a eficácia dos ácidos graxos essenciais fornecidos na dieta como lipídios neutros, principalmente triacilglicerol, e então reduz a quantidade de ácidos graxos n-3 necessária na dieta (KONTARA; COUTTEAU; SORGELOOS, 1997).

Esses fosfolipídios podem ser obtidos a partir de uma variedade de fontes e pode variar quanto à composição. Uma dieta insuficiente de fosfolipídios também reduz uma utilização efetiva de lipídios provenientes dessa dieta como triglicerídios e colesterol (D'ABRAMO, 1989; GONG et al., 2000b).

Agem como surfactantes para uma eficiente emulsificação lipídica e digestão nos crustáceos, além disso, melhoram a mobilização do colesterol e triglicerídios do trato digestivo para o hepatopâncreas, hemolinfa e músculo, e na absorção de ácidos graxos no corpo (CAVALLI et al., 2001; GRAEVE; WEHRTMANN, 2003).

O requerimento fosfolipídico geralmente diminui com a idade ou estágio de desenvolvimento (GRAEVE; WEHRTMANN, 2003). Fosfolipídios da dieta são fonte de colina, inositol e ácidos graxos essenciais (GONZÁLEZ-FÉLIX et al., 2004).

O colesterol e o fosfolipídio da dieta interagem para aumentar o crescimento assim como para afetar a retenção de lipídio total a triglicerídios no hepatopâncreas e colesterol no músculo do *L. vannamei* juvenil (WYK, 2005).

A eficácia da lecitina em juvenis depende do teor de ácidos graxos essenciais. Embora o transporte do colesterol dependa dos fosfolipídios presentes na hemolinfa, há uma relação inversa entre as necessidades de ambos (GUILLAUME, 1989). Em *Penaeus monodon*, não foi observada uma direta relação entre níveis de fosfolipídios e colesterol (YEPIZ-PLASCENCIA; VARGAS-ALBORES; HIGUERA-CIAPARA, 2000).

A interação dos fosfolipídios e ácidos graxos altamente insaturados podem contribuir para aumentar a resistência do camarão a situações adversas como o estresse osmótico e da salinidade (GRAEVE; WEHRTMANN, 2003).

Embora os fosfolipídios sejam considerados os principais responsáveis pelo crescimento e pela reprodução de larvas e de pós-larvas de peneídeos, isso não é válido para *Macrobrachium rosenbergii* (CAVALLI et al., 2001).

O requerimento de fosfolipídios, particularmente da fosfatidilcolina, e o efeito destes no crescimento, sobrevivência e reprodução tem sido demonstrado em várias espécies de peixes como *L. vannamei* (COUTTEAU et al., 1996; SHIAU, 1998; GONG et al., 2000a; GONZÁLEZ-FÉLIX; PÉREZ-VELASQUEZ, 2002; GONZÁLEZ-FÉLIX et al., 2002b).

Coutteau, Câmara e Sorgeloos (1996) confirmaram o requerimento de fosfolipídios para um ótimo crescimento de pós-larvas de *L. vannamei*. Foi observado maior crescimento utilizando-se 1,5% de fosfatidilcolina da soja ou 6,5% da lecitina desta. Níveis maiores que 1,5% de fosfatidilcolina resultaram perda de peso e não apresentaram diferenças no crescimento.

Gong et al. (2000a), sugeriu em seu estudo que a interação entre o colesterol e o fosfolipídio também refletiu nos níveis de triglicerídios e lipídios no hepatopâncreas do camarão.

Gong et al. (2000b), mostrou que fosfatidilcolina purificada não teve efeito no crescimento do *L. vannamei* juvenil, mas reduziu o total de lipídio, ácidos graxos livres e outros fosfolipídios do hepatopâncreas e aumentou a fosfatidilcolina no músculo.

González-Félix et al. (2002b) avaliaram o efeito do fosfolipídio e diferentes tipos de dietas com lipídios sobre o crescimento, sobrevivência e composição do hepatopâncreas e tecido muscular do *L. vannamei* juvenil. A suplementação de fosfolipídio não aumentou a proporção de fosfatidilcolina ou outro fosfolipídio no músculo do camarão. A proporção de ácido linoléico (C18:2 n-6) diminuiu conforme a dieta de ácido docosahexaenóico (C22:6 n-3) ou n-3 aumentou. Os resultados corroboraram os efeitos benéficos da dieta fosfolipídica no crescimento do camarão, assim como sua necessidade de ácido docosahexaenóico (C22:6 n-3) e n-3 para atingir crescimento máximo.

3.8 Importância do Colesterol e de Ácidos Graxos na Dieta Humana

A determinação do colesterol nos alimentos é muito importante em relação aos aspectos nutricionais e da saúde. O alto consumo deste componente da fração insaponificável dos alimentos está relacionado com alta incidência de doenças cardiovasculares, obesidade, derrames e certos tipos de câncer, como o de cólon, mama e

próstata, o que tem aumentado o interesse no consumo de alimentos funcionais, que não só promovem saúde, mas também previnem doenças (CHENG; HARDY, 2004; ERITSLAND, 2000; SOCCOL; OETTERER, 2003).

O consumo da alimentação marinha está aumentando em parte pelos efeitos positivos à saúde, já que são ricas em ácidos graxos poliinsaturados linoléico (C18:2 n-6) e linolênico (C18:3 n-3) assim como os ácidos eicosapentaenóico (C20:5 n-3), docosahexaenóico (C22:6 n-3) e araquidônico (C20:4 n-6), também requeridos na alimentação do camarão. Os ácidos graxos n-3 estão relacionados com a prevenção de doenças cardiovasculares, desordens auto-imunes e desenvolvimento neural do feto.

O colesterol é um lipídio anfipático e como tal é um componente estrutural essencial das membranas e da camada mais externa das lipoproteínas plasmáticas. Além disso, as lipoproteínas transportam o colesterol livre na circulação onde rapidamente se equilibram com o colesterol de outras lipoproteínas e de membranas. A LDL é mediadora na captação do colesterol e ésteres do colesterol por muitos tecidos. O colesterol livre é removido dos tecidos pela HDL, e transportado para o fígado para conversão a ácidos biliares. Seu principal papel nos processos patológicos é como fator na gênese da aterosclerose (MURRAY et al., 1994).

O nível de colesterol no plasma humano depende não somente do colesterol, mas também do conteúdo de gordura e composição de ácidos graxos da dieta. Para manter o colesterol sanguíneo em baixos níveis, a dieta deve ser pobre em colesterol, gordura e ácidos graxos saturados (BRAGAGNOLO; RODRIGUEZ-AMAYA, 1997).

Os humanos podem sintetizar certos ácidos graxos saturados e outros insaturados, mas são incapazes de sintetizar ácidos graxos poliinsaturados, sendo considerados essenciais e que devem ser providos na dieta (MARTIN et al., 2006; SOCCOL; OETTERER, 2003).

Os ácidos graxos das famílias n-6 e n-3 são obtidos por meio da dieta ou produzidos pelo organismo a partir dos ácidos linoléico (C18:2 n-6) e linolênico (C18:3 n-3), pela ação de enzimas alongase e dessaturase. As alongases atuam adicionando dois átomos de carbono à parte inicial da cadeia, e as dessaturases agem oxidando dois carbonos da cadeia, originando uma dupla ligação com a configuração *cis* (MARTIN et al., 2006).

O ácido linoléico (C18:2 n-6) e o ácido linolênico (C18:3 n-3) são ácidos graxos essenciais porque as duplas ligações, situadas no terceiro e sexto átomos de carbono, não

podem ser produzidas pelo organismo humano. Uma vez ingeridos, podem ser alongados e dessaturados (com uma taxa de conversão menor que 1%) pelo sistema enzimático para produzir os ácidos docosaenoico (C22:6 n-3), eicosapentaenoico (C20:5 n-3) e araquidônico (C20:4 n-6) a partir de óleos vegetais provenientes da alimentação, porém isso ocorre em baixa porcentagem (SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002; SOCCOL; OETTERER, 2003; COVINGTON, 2004; GONZÁLEZ-FÉLIX et al., 2004; RUIZ et al., 2004; MARTIN et al., 2006).

Os ácidos graxos das famílias n-6 e n-3 competem pelas enzimas envolvidas nas reações de dessaturação e alongamento da cadeia. Embora essas enzimas tenham maior afinidade pelos ácidos da família n-3, a conversão do ácido linolênico (C18:3 n-3) em poliinsaturados é fortemente influenciada pelos níveis de ácido linoléico (C18:2 n-6) na dieta. A taxa de conversão é muito baixa em humanos e diminui ainda mais à medida que a quantidade de ácido linoléico (C18:2 n-6) aumenta, pois compete com o ácido linolênico (C18:3 n-3) pelo mesmo sistema enzimático. Então, a razão n-6/n-3 da dieta tem grande influência sobre a produção de ácidos graxos de cadeia muito longa altamente insaturados da família n-3, sendo que razões elevadas resultam na diminuição da produção do ácido eicosapentaenoico (C20:5 n-3), condição que contribui para o desenvolvimento de doenças alérgicas, inflamatórias e cardiovasculares. Portanto, as fontes de n-3 obtidas através da ingestão de alimentos são muito importantes (SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002; MARTIN et al., 2006).

Estima-se que a razão n-6/n-3 na dieta das pessoas que viveram no período que antecedeu a industrialização, estava em torno de 1:1 a 2:1, devido ao consumo abundante de vegetais e de alimentos de origem marinha, contendo ácidos graxos n-3. Com a industrialização, ocorreu um aumento progressivo dessa razão. Nas últimas décadas tem-se determinado, em diversos países, que a ingestão média de ácidos graxos resulta em relações n-6/n-3 que estão entre 10:1 a 20:1, porém há uma tendência de convergência da razão entre os ácidos graxos n-6 e n-3 para o intervalo de 4:1 a 5:1 (MARTIN et al., 2006).

Os ácidos graxos poliinsaturados causam efeitos na hemostasia, quando o ácido araquidônico (C20:4 n-6) é substituído pelo ácido eicosapentaenoico (C20:5 n-3) nas membranas das plaquetas, o que gera a produção eicosanóides, os quais levam à produção de prostaglandinas, tromboxanos e leucotrienos. Prostaglandinas e tromboxanos causam vasoconstrição e agregação plaquetária; os leucotrienos funcionam na constrição da musculatura bronquial, permeabilidade vascular e na interação do endotélio com os

leucócitos. Os eicosanóides regulam muitos processos inflamatórios (ERITSLAND, 2000; SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002; SOCCOL; OETTERER, 2003; COVINGTON, 2004; GONZÁLEZ-FÉLIX et al., 2004; RUIZ et al., 2004).

Atuam também na homeostase da glicose; na imunossupressão e na carcinogênese, por meio da produção de leucotrienos ou por mudanças nas membranas celulares (ERITSLAND, 2000).

Os ácidos graxos poliinsaturados incorporados no interior da membrana celular, influem na permeabilidade da mesma, agindo nas funções de receptor, na atividade enzimática, citocinas e, como já foi mencionado, na produção de eicosanóides (SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002).

Pesquisas revelam a necessidade de ácidos graxos poliinsaturados n-3, especialmente o ácido docosahexaenóico (C22:6 n-3) para as membranas biológicas, retina, córtex cerebral, tecidos nervosos, testículos e plaquetas sanguíneas. São essenciais para o desenvolvimento neural do feto e durante os primeiros anos de vida. Estão também relacionados com a prevenção e tratamento de doenças cardiovasculares, hipertensão, inflamações em geral, asma, artrite, psoríase e vários tipos de câncer (DEERING; FIELDER; HEWITT, 1997; SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002; LUZIA et al., 2003; SOCCOL; OETTERER, 2003; RUIZ et al., 2004; MARTIN et al., 2006).

A importância do ácido eicosapentaenóico (C20:5 n-3) também tem sido evidenciada pelos seus efeitos em nível vascular (ações antitrombótica e antiinflamatória), exercidos pelo metabolismo dos eicosanóides (moléculas biológicas que agem como sinalizadoras e mensageiras) (DEERING; FIELDER; HEWITT, 1997; LUZIA et al., 2003; RUIZ et al., 2004).

Os ácidos graxos por sua natureza hidrofóbica precisam de lipoproteínas para tornar possível o seu transporte através dos fluidos e tecidos dos organismos. A influência dos ácidos graxos no desenvolvimento do colesterol sérico é medida em termos de seus variados grupos de saturação que influenciam nos níveis de LDL e HDL em formas diferentes. Os ácidos graxos saturados no organismo tendem a elevar tanto a LDL como a HDL e aumentam o nível de colesterol sanguíneo por que reduzem a atividade do receptor LDL e o espaço livre deste na corrente sanguínea. Os ácidos graxos poliinsaturados estão relacionados com efeitos no colesterol sérico, ocorrendo diminuição do colesterol LDL e total (ERITSLAND, 2000).

No entanto, o efeito parece estar limitado a ácidos graxos de cadeia entre 10 e 18 carbonos, os mais aterogênicos são o mirístico (C14:0) e o palmítico (C16:0). O ácido palmítico (16:0) é o principal ácido graxo saturado da dieta. Ele aumenta o colesterol LDL juntamente com a concentração de colesterol total, quando substituído por carboidratos ou monoinsaturados. O ácido esteárico (18:0) é também saturado e não se relaciona com o aumento do colesterol total, pois é transformado em ácido oléico (C18:1 n-9) tão rapidamente que não tem efeito de elevação do colesterol. O ácido oléico (18:1 n-9) é o mais abundante monoinsaturado na dieta. É considerado neutro em relação ao aumento do colesterol (GRUNDY, 1990).

Os ácidos eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3) atuam como reguladores da ação do ácido araquidônico (C20:4 n-6) que pode causar inflamação quando seus metabólitos são produzidos em excesso. Esses ácidos aumentam o *clearance* das VLDL do plasma. Metabolicamente, diminuem a produção hepática de triglicerídios e apolipoproteína B, os principais constituintes lipídicos e protéicos das VLDL (FREITAS et al., 2002).

Como podemos observar adultos que consomem produtos ricos em ácidos graxos n-3 reduzem a agregação plaquetária, níveis de triglicerídios, colesterol, LDL e VLDL (CHENG; HARDY, 2004; COVINGTON, 2004).

O ácido araquidônico (C20:4 n-6) é obtido a partir de três fontes: fosfolipídios de reserva do organismo, dieta e a partir do processo de alongamento e dessaturação do ácido linoléico (C18:2 n-6), muito freqüente nos alimentos e oxidado em presença da enzima lipoxigenase ou cicloxigenase, convertendo-se em peróxidos lineares ou cíclicos (endoperóxidos). Um peróxido cíclico transforma-se dentro das plaquetas em tromboxano-TXA2 e, no endotélio dos vasos sanguíneos em prostaciclina-PGI2 e diversas prostaglandinas (SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002; SOCCOL; OETTERER, 2003; MARTIN et al., 2006).

O consumo exclusivo e constante de gorduras vegetais contendo grandes quantidades de n-6 pode resultar em produção excessiva de eicosanóides e peróxidos da série leucotrienos 4, PGI2 e TXA2, causando artrites e inflamações. Em um organismo sadio, quantidades extremamente baixas de eicosanóides são produzidas, enquanto que em tecidos alterados e em condições patológicas, como: inflamações, artrites, hemorragias, lesões vasculares e oncogêneses, grandes quantidades são sintetizadas. Estes fenômenos têm relação com as prostaglandinas, leucotrienos, tromboxanos e radicais livres dos

peróxidos. É necessário também destacar como são importantes os efeitos antagonistas do tromboxano e da prostaciclina. O tromboxano favorece a agregação das plaquetas, enquanto que a prostaciclina inibe a agregação das plaquetas e dispersa os agregados já formados. O aparecimento de escleroses, por exemplo, está relacionado a um déficit de prostaciclina (SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002; SOCCOL; OETTERER, 2003).

Os ácidos graxos poliinsaturados contidos na dieta reduzem o nível de colesterol e de lipoproteínas de baixa densidade no sangue, mas, ao mesmo tempo, a presença de grandes quantidades de n-6 pode resultar em uma produção excessiva de eicosanóides e peróxidos com maior capacidade para inibir a síntese de prostaciclina. Neste sentido, os ácidos graxos eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3) incorporam-se facilmente aos fosfolipídios no lugar do ácido araquidônico (C20:4 n-6) e entram para o ciclo produzindo eicosanóides ou docosanóides apropriados, como leucotrienos 3, PGI3 e TXA3. Os ácidos graxos n-3 são, portanto, pobres geradores de peróxido quando comparados ao ácido araquidônico (C20:4 n-6) e constituem falsos substratos para a cicloxigenase, conseguindo inibir a síntese posterior de eicosanóides não apropriados. Assim como o ácido eicosapentaenóico (C20:5 n-3) inibe a síntese de prostaciclina e tromboxano, o docosahexaenóico (C22:6 n-3) inibe preferencialmente a síntese do tromboxano. Isto significa que o docosahexaenóico (C22:6 n-3) é um melhor fator antitrombótico, além do tromboxano-TXA3 gerado a partir do n-3, que é um fator favorecedor da agregação plaquetária, muito mais débil que o tromboxano-TXA2, gerado a partir do ácido araquidônico (C20:4 n-6) (SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002).

A maior parte da população ocidental não consome, em níveis adequados, ácidos graxos n-3 de cadeia longa, obtidos através de fontes naturais. Recomenda-se uma ingestão máxima de gordura correspondente a 30% do total energético da dieta e uma proporção de 1:2:1,5 para ácidos graxos saturados, monoinsaturados e poliinsaturados, respectivamente, segundo a *American Heart Association* e Sociedade Brasileira de Alimentação e Nutrição (SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002).

Os ácidos graxos n-3 não agem isoladamente na prevenção e tratamento das doenças cardiovasculares, devendo estar associado a hábitos alimentares e estilo de vida saudáveis.

4 MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 Coleta, Armazenamento e Amostragem

Foram utilizados espécimes do camarão marinho *L. vannamei* (Boone, 1931) cultivados em viveiros num sistema semi-intensivo com certificação orgânica do Instituto Biodinâmico, provenientes da Fazenda Primar, instalada em Tibau do Sul - RN, bem como num sistema intensivo de cultivo convencional, coletados na Fazenda PRJC Camarões, localizada em Santa Rita – PB, ambas com salinidade numa média de 24 ± 2 ppm.

A coleta foi feita no período de maio a outubro de 2006, realizada aleatoriamente através do uso de tarrafas. Imediatamente à despesca, os camarões foram recolhidos em sacos plásticos e imersos em gelo. Depois foram transportados em caixas com isolamento térmico, e posteriormente armazenados em freezer para a realização das análises.

Foram analisadas amostras (cerca de 1,5kg) de camarões cultivados em sistemas de cultivo orgânico e tradicional com pesos médios de 2, 4, 6, 8, 10 e 12g.

4.2 Local das Análises

O experimento foi conduzido nos laboratórios de Bioquímica e de Análise de *Flavour* do Departamento de Tecnologia Química de Alimentos/CT, da Universidade Federal da Paraíba.

4.3 Preparo das Amostras e Rendimento do Filé

Os camarões foram submetidos à seleção e à lavagem, e em seguida pesados em balança analítica. Depois foram removidos manualmente o exoesqueleto, cefalotórax e

intestino, e pesados novamente para a verificação do rendimento do filé. As análises seguintes foram antecedidas por trituração em homogeneizador.

4.4 Umidade

O teor de umidade foi determinado desidratando-se aproximadamente 5g de cada amostra em estufa TECNAL TE397/4, operando a $105\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$ até peso constante, de acordo com as normas analíticas da AOAC (2002). Todas as determinações foram realizadas em triplicata e o teor de umidade foi determinado através da seguinte relação:

$$\% \text{ Umidade} = \frac{(P_f - P_i)}{P_i} \times 100$$

Em que:

P_i = Peso da amostra úmida(g) e

P_f = Peso da amostra seca (g).

4.5 Resíduo Mineral Fixo ou Cinzas

Para a determinação de cinzas foi utilizado método gravimétrico, onde cerca de 2g de cada amostra foram carbonizados em manta aquecedora e posteriormente incinerados em mufla FORNITEC 1557, a $550\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 10\text{ }^{\circ}\text{C}$, até peso constante, de acordo com as normas analíticas da AOAC (2002). As análises foram realizadas em triplicata e o percentual de cinzas foi determinado através da seguinte relação:

$$\% \text{ Cinzas} = \frac{(P_f - P_i)}{P_i} \times 100$$

Em que:

P_i = Peso da amostra orgânica (g) e

P_f = Peso das cinzas (g).

4.6 Proteínas Totais

A proteína bruta foi quantificada através do método de micro-Kjedhal, através das etapas de digestão, destilação e titulação, baseado na combustão úmida através de aquecimento com ácido sulfúrico concentrado na presença de catalisadores. Utilizou-se 0,5g de cada amostra em triplicata, e o produto resultante foi o sulfato de amônia, tratado com excesso de hidróxido de sódio 40%, destilado com ácido bórico 4%, e titulado com solução padrão de ácido clorídrico 0,1N, fornecendo assim o conteúdo de nitrogênio orgânico da amostra. Utilizou-se um digestor FANEM TE0007 e um destilador TECNAL TE036/1. O teor de proteínas foi calculado utilizando-se o fator de 6,25 para a conversão do nitrogênio total em nitrogênio protéico, segundo a metodologia analítica da AOAC (2002).

$$NT = \frac{(V \times f \times 0,14 \times 6,25)}{P} \times 100$$

Em que:

f = Fator de correção do HCl 0,1N

P = Peso da amostra (g)

V = Volume gasto de HCl 0,1N na titulação (mL)

4.7 Lipídios Totais

Os lipídios totais foram determinados por extração em mistura de clorofórmio-metanol (2:1), seguindo-se de evaporação em estufa TECNAL TE397/4, a $105\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ até peso constante, baseando-se na metodologia descrita por Folch; Less e Sloan-Stanley (1957).

Colocou-se um béquer previamente pesado em estufa por uma hora. Extraíu-se a gordura pesando-se 2g de cada amostra num outro béquer e adicionando-se 30mL de solução clorofórmio-metanol (2:1). Essa mistura foi homogeneizada por três minutos em triturador Biomatic e em seguida filtrada. Lavou-se o resíduo com mais 10mL de solução clorofórmio-metanol (2:1). Recolheu-se o filtrado em proveta e mediu-se o volume total. Adicionou-se 20% deste volume de sulfato de sódio anidro a 1,5% em água. Agitou-se manualmente e separaram-se as fases, descartando-se depois a fase superior. Filtrou-se o extrato numa proveta com funil com papel de filtro com sulfato de sódio anidro. Anotou-se o volume.

Retirou-se uma alíquota de 5mL, colocou-se no béquer previamente separado, resfriado em dessecador e pesado até peso constante, posteriormente evaporando-se em estufa essa alíquota também até peso constante para determinação dos lipídios totais. Utilizou-se o seguinte cálculo:

$$\% \text{ Lipídios} = \frac{P_1 \times V_t}{V_a \times P_2} \times 100$$

Em que:

P_1 = Peso dos lipídios na alíquota;

P_2 = Peso da amostra;

V_a = Volume da alíquota (5mL) e

V_t = Volume inferior do extrato lido na proveta.

4.8 Análises dos Componentes Lipídicos

4.8.1 Colesterol

A determinação do colesterol, bem como de sua extração lipídica foi feita utilizando-se o método descrito por Bohac et al. (1988), com adaptações de Bragagnolo e Rodriguez-Amaya (1993).

A extração dos lipídios se deu pesando-se aproximadamente 10g da amostra triturada e adicionando-se 100mL de solução clorofórmio-metanol (2:1). Essa mistura foi agitada por dois minutos em triturador Biomatic e em seguida filtrada em funil de separação. Ao funil de separação adicionou-se 20mL de cloreto de potássio 0,72% para lavagem, separando-se as fases, lavou-se novamente com 17,5mL de cloreto de potássio 0,72% com nova separação de fases, e aferiu-se o balão para 100mL com clorofórmio. A saponificação foi realizada pipetando-se 5mL do extrato clorofórmico e evaporando-se em banho-maria a 55 a 60°C com o auxílio de nitrogênio corrente. Ao resíduo obtido adicionou-se 10mL de hidróxido de potássio 12% em etanol 90%, agitou-se em agitador tipo vórtex, em seguida colocou-se em banho-maria a 80°C com agitação por 15 minutos.

Para extração dos insaponificáveis adicionou-se 5mL de água destilada, agitando-se em vórtex e resfriando-se em banho de gelo. Logo após, adicionou-se 10mL de hexano, agitou-se em vórtex e retirou-se a fase superior do extrato, repetindo-se este procedimento por mais duas vezes.

A reação de cor foi realizada utilizando-se tubos de ensaio envoltos em papel alumínio e em ambiente com ausência de luz. Pipetou-se 5mL do extrato hexânico, colocou-se em banho-maria a 55 a 60°C submetendo-se à corrente de nitrogênio até a secagem. Ao resíduo obtido adicionou-se 6mL de ácido acético saturado em sulfato de ferro concentrado (catalisador), resfriando-se em banho de gelo e agitando-se em vórtex por um minuto. Em seguida adicionou-se 2mL de ácido sulfúrico concentrado gota a gota, agitando-se novamente em vórtex, e em seguida resfriou-se a 20°C.

A leitura da intensidade de cor foi realizada, após 10 minutos, em espectrofotômetro METERTEC SP-818, em comprimento de onda de 490nm.

A quantificação do colesterol foi relacionada com a curva padrão elaborada com 10mg de colesterol diluído em 100mL de hexano em balão volumétrico. Dessa solução foram retiradas alíquotas de 0; 5; 1; 1,5; 2; 2,5; 3; 3,5; 4; 4,5 e 5mL, efetuando-se os procedimentos de saponificação, extração dos insaponificáveis e reação de cor. A curva padrão foi construída com dez pontos de diferentes concentrações de colesterol (0,15, 0,30, 0,45, 0,60, 0,75, 0,90, 1,05, 1,20, 1,35, 1,50 μ g/mL), a qual foi linear passando pela origem e cobrindo a faixa de concentração das amostras. A média de três repetições de cada amostra foi utilizada para as análises estatísticas. O colesterol total foi calculado mediante a seguinte fórmula:

$$\text{Colesterol mg/100g} = \frac{C \times D \times 100 \times V}{A \times P \times 30}$$

Em que:

C = Concentração do colesterol na curva padrão;

D = Diluição utilizada;

V = Volume do extrato hexânico;

A = Volume da alíquota e

P = Peso da amostra.

4.8.2 Ácidos graxos

A análise de ácidos graxos foi realizada utilizando-se o método descrito por Folch; Less e Sloan-Stanley (1957) para a extração da gordura; Hartman e Lago (1973) para a saponificação dos ácidos graxos e esterificação destes em ésteres metílicos, seguido de análise cromatográfica para a identificação e quantificação.

4.8.2.1 Preparação dos ésteres metílicos

Para a esterificação, retirou-se o extrato lipídico extraído pelo método descrito por Folch; Less e Sloan-Stanley (1957) armazenado em geladeira e deixou-se até temperatura ambiente. Tomou-se uma alíquota de 5mL e transferiu-se para um balão de fundo chato e adicionou-se 3mL da solução de hidróxido de potássio 5N. Aqueceu-se até a ebulição e deixou-se em refluxo por quatro minutos até o aparecimento de uma única fase. Posteriormente, adicionou-se 7,5mL de solução de esterificação, mistura de metanol, cloreto de amônio e ácido sulfúrico, mantendo-se em refluxo por mais quatro minutos. Em seguida, esfriou-se o balão e transferiu-se o conteúdo para um funil de separação, juntando-se a este 25mL de água destilada e 12,5mL de éter etílico, agitando-se lentamente até a separação das duas fases. A fração lipídica foi purificada três vezes com 25mL de água destilada e 12,5mL de éter etílico, decantando-se e descartando-se a fase aquosa. No final, a fase orgânica foi filtrada com sulfato de sódio anidro para reter o excesso de água.

Transferiu-se para vidros até a evaporação dos solventes. Acrescentou-se 0,3mL de hexano aos frascos, que foram guardados fechados até a realização da análise cromatográfica.

4.8.2.2 Identificação e quantificação dos ésteres metílicos dos ácidos graxos

A identificação e quantificação dos ácidos graxos foram realizadas por cromatógrafo a gás acoplado a um espectrofotômetro de massa Varian CG/MS Saturn 2000. A separação ocorreu em coluna capilar de sílica fundida CP Sil-8 *low bleed* de 30m de comprimento x 0,25mm de diâmetro interno x 0,25µm de espessura do filme de 5% fenil - 95% dimetilpolisiloxano.

A programação de temperatura do forno foi de: temperatura inicial do injetor e do detector de 120°C, temperatura inicial de 120°C para a coluna por um minuto, seguida de variação de 8°C por minuto mantendo-se a 210°C por 10 minutos, com rampa de aquecimento na razão de 5°C por minuto até 250°C. O tempo da corrida foi de 38 minutos e 25 segundos. Utilizou-se como gás de arraste o hélio com fluxo de 0,1mL/min.

Amostras de 2 μ L de ésteres metílicos foram introduzidas em um injetor tipo *split/splitless* a 250°C, e os cromatogramas, com dados sobre os tempos de retenção e as percentagens de áreas dos ácidos graxos, foram registrados em um software tipo Peaksimple (ARI Instruments-USA).

Os picos foram identificados por comparação dos tempos de retenção e das áreas dos picos dos ésteres metílicos dos ácidos graxos das amostras com padrões internos da biblioteca do “NIST” (*National Institute of Standards & Technology, EUA*) e os resultados calculados em percentagem de área. Uma comparação do espectro de um pico constando na amostra pela equiparação automática pelo computador com os espectros de referência existente forneceu a designação estrutural do composto.

4.8.3 Fosfolipídios

A determinação de fosfolipídios foi realizada através do método descrito por Pikul; Leszczynski e Kvmmerow (1985), adaptado por Sousa (1999). Utilizou-se o método descrito por Folch; Less e Sloan-Stanley (1957), para extração de lipídios da amostra. Pipetou-se uma alíquota do extrato de lipídios, a qual foi evaporada sob fluxo de nitrogênio em banho-maria a 55 a 60°C. Ao resíduo da evaporação, adicionou-se uma mistura de ácido nítrico, sulfúrico e perclórico (10:1:1), seguida de digestão, elevando-se gradualmente a temperatura até completa clarificação da amostra. Em seguida resfriou-se a solução em água corrente, e, logo após foi diluída com água destilada para 25mL. Tomaram-se alíquotas entre 5 e 10mL da solução mineralizada e adicionou-se 5mL da solução de molibdato de amônio. Seguidamente adicionou-se 2mL da solução 1-amino-2-naftol-sulfônico, misturou-se e completou-se o volume para 50mL com água destilada. Deixou-se em repouso por 10 minutos, em seguida procedeu-se a leitura em espectrofotômetro METERTEC SP-818, no comprimento de onda de 660nm.

A quantificação dos fosfolipídios foi realizada por relação com a curva padrão elaborada com 0,4389g de fosfato de potássio monobásico diluído em 1L de água em balão volumétrico, junto com 10mL de ácido sulfúrico 10N sendo 1mL da solução correspondente a 0,1mg de fósforo. Dessa solução, 10mL foram retirados e diluídos novamente com água em balão volumétrico de 500mL, a partir do qual foram retiradas

alíquotas de 5 a 40mL em intervalos de 5mL. Adicionou-se 5mL de solução de molibdato de amônio e 2mL de solução de ácido 1-amino-2-naftol-4-sulfônico, e completou-se os volumes para 50mL, e as absorbâncias foram medidas a 660nm. As alíquotas de fósforo da curva padrão, que foi linear, foram suficientes para cobrir as possíveis variações de concentrações previsíveis para as amostras. A média de três repetições de cada amostra foi utilizada para as análises estatísticas. Calculou-se da seguinte maneira:

$$F_a = \frac{C_c \times V_m}{V_a}$$

e

$$\text{Fosfolipídios (mg/100g)} = \frac{F_a \times V_m \times 100}{V_a \times P}$$

Em que:

C_c = Concentração de fosfolipídios na curva padrão;

C_a = Concentração de fosfolipídios na alíquota;

V_m = Volume de diluição da amostra mineralizada;

V_a = Volume da alíquota de solução mineralizada;

P = Peso da amostra úmida e

F_a = Fosfolipídios na alíquota tomada.

4.9 Análises Estatísticas

Para o desenvolvimento da pesquisa, as amostras foram avaliadas pelo teste estatístico de Kolmogorov-Sminorv (K-S) com intuito de aferir as prerrogativas paramétricas de normalidade da distribuição de frequência. Em seguida, efetuou-se a Análise Estatística de Variância (ANOVA) entre os grupos. As comparações múltiplas entre as amostras de diferentes pesos foram desenvolvidas através do teste de Duncan. Utilizou-se o teste “*t*” de Student para comparação das médias nos sistemas de cultivo em estudo (MAROCO, 2003).

Considerou-se o nível de probabilidade de erro (p) menor ($<$) que 0,05 ou 5% para definir as significâncias em todas as análises (exceto a de ácidos graxos), que em conjunto com as médias e os desvios padrões foram calculados através do programa SPSS for Windows – 11.0 (SPSS. INC, 2001).

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Rendimento do Filé

Para a verificação do rendimento da parte comestível (filé) foram utilizados camarões de cultivo orgânico, com pesos que variaram de 2,21 a 12,17g, os quais produziram filés de 0,99 a 6,21g, e também convencional, pesando aproximadamente de 2,15 a 12,24g, com filés de 0,99 a 6,30g, como pode ser observado na Tabela 1.

Observou-se também que o volume percentual do filé variou de 44,57 a 51,03% no camarão orgânico e de 46,13 a 51,41% no convencional. Os valores dos pesos médios obtidos do camarão inteiro e filé, e os percentuais dos rendimentos, estão expostos na Tabela 2. Não houve diferença estatística entre as amostras dos dois tipos de cultivo.

Tabela 1 Rendimento do filé

Amostras	Peso do camarão inteiro (g)		Peso do filé (g)		Rendimento (%)	
	Orgânico	Convencional	Orgânico	Convencional	Orgânico	Convencional
2g	2,21 ± 0,06 ^g	2,15 ± 0,04 ^g	0,99 ± 0,03 ^f	0,99 ± 0,02 ^f	44,57 ± 0,16 ^c	46,13 ± 1,60 ^{d,e}
4g	3,98 ± 0,02 ^f	4,06 ± 0,14 ^f	1,84 ± 0,02 ^e	1,94 ± 0,10 ^e	46,27 ± 0,67 ^{d,e}	47,78 ± 0,21 ^{c,d}
6g	6,36 ± 0,22 ^d	6,09 ± 0,05 ^e	3,14 ± 0,07 ^d	3,05 ± 0,02 ^d	48,47 ± 2,30 ^{b,c}	49,99 ± 0,17 ^{a,b}
8g	8,35 ± 0,19 ^c	8,21 ± 0,12 ^c	4,23 ± 0,14 ^c	4,14 ± 0,07 ^c	50,06 ± 1,11 ^a	50,42 ± 0,07 ^a
10g	10,30 ± 0,14 ^b	10,18 ± 0,22 ^b	5,21 ± 0,10 ^b	5,20 ± 0,11 ^b	50,67 ± 0,05 ^a	51,00 ± 0,33 ^a
12g	12,17 ± 0,15 ^a	12,24 ± 0,14 ^a	6,21 ± 0,17 ^a	6,30 ± 0,15 ^a	51,03 ± 0,70 ^a	51,41 ± 0,20 ^a

* Médias seguidas de letras diferentes numa mesma linha indicam que houve diferença estatística (p<0,05) de acordo com o teste de Duncan.

Tabela 2 Volumes percentuais médios dos filés

Amostras	Orgânico	Convencional
Peso do camarão inteiro (g)	7,23 ± 3,55 ^a	7,15 ± 3,56 ^a
Peso do filé (g)	3,60 ± 1,88 ^a	3,60 ± 1,88 ^a
Rendimento (%)	48,51 ± 2,62 ^a	49,45 ± 2,02 ^a

* Médias seguidas de letras diferentes numa mesma linha indicam que houve distinção estatística (p<0,05) segundo o teste *t* de Student.

Os valores médios de 48,51% para o camarão orgânico e 49,45% para o camarão convencional foram semelhantes aos encontrados por Moura (2004), que utilizou camarões de 2g a 10g da espécie *L. vannamei* cultivado em água doce e salobra, e *Farfantepenaeus schimitti* de água salgada, e encontrou os valores 49,53; 50,96 e 54,58%, respectivamente.

5.2 Composição Centesimal

Os dados referentes à composição química da parte comestível do camarão se mostraram similares a alguns dados encontrados na literatura, e podem ser verificados nas Tabelas 3 e 4:

Tabela 3 Composição centesimal do camarão cultivado sob processo orgânico e convencional

Amostras	Composição centesimal				
	Umidade (%)	Cinzas (%)	Proteínas (%)	Lipídios (%)	
Orgânico	2g	71,62 ± 0,96 ^{b,c}	2,70 ± 0,06 ^a	24,33 ± 0,97 ^{b,c}	1,35 ± 0,30 ^a
	4g	74,19 ± 0,66 ^{a,b}	1,82 ± 0,12 ^{d,e}	22,49 ± 0,57 ^{c,d}	1,50 ± 0,43 ^a
	6g	72,26 ± 1,39 ^{a,b,c}	2,25 ± 0,06 ^b	23,87 ± 0,2 ^{b,c,d}	1,62 ± 0,29 ^a
	8g	72,49 ± 1,83 ^{a,b,c}	2,10 ± 0,12 ^{b,c}	24,19 ± 0,53 ^{b,c,d}	1,22 ± 0,26 ^a
	10g	73,71 ± 1,04 ^{a,b}	1,82 ± 0,16 ^{d,e}	22,92 ± 0,37 ^{c,d}	1,55 ± 0,09 ^a
	12g	72,32 ± 1,59 ^{a,b,c}	2,00 ± 0,01 ^{c,d}	24,11 ± 0,85 ^{b,c,d}	1,57 ± 0,07 ^a
Convencional	2g	69,88 ± 1,23 ^c	2,02 ± 0,03 ^{c,d}	26,68 ± 0,52 ^a	1,42 ± 0,04 ^a
	4g	70,22 ± 1,76 ^c	1,77 ± 0,17 ^c	26,85 ± 2,56 ^a	1,16 ± 0,42 ^a
	6g	72,84 ± 2,03 ^{a,b,c}	1,33 ± 0,19 ^f	24,48 ± 0,35 ^{b,c}	1,35 ± 0,33 ^a
	8g	70,58 ± 1,21 ^c	1,54 ± 0,19 ^f	26,35 ± 0,15 ^a	1,53 ± 0,17 ^a
	10g	71,82 ± 1,52 ^{a,b,c}	1,51 ± 0,09 ^f	25,54 ± 0,21 ^{a,b}	1,13 ± 0,23 ^a
	12g	74,83 ± 2,75 ^a	1,52 ± 0,05 ^f	22,32 ± 1,94 ^d	1,33 ± 0,26 ^a

*Médias seguidas de letras diferentes numa mesma coluna indicam que houve diferença estatística ($p < 0,05$), segundo o teste de Duncan.

Tabela 4 Médias da composição centesimal dos camarões orgânicos e tradicionais

Composição centesimal	Orgânico	Convencional
Umidade (%)	72,77 ± 1,43 ^a	71,70 ± 2,35 ^a
Cinzas (%)	2,11 ± 0,32 ^a	1,61 ± 0,25 ^b
Proteínas (%)	23,65 ± 0,89 ^b	25,37 ± 1,98 ^a
Lipídios (%)	1,47 ± 0,26 ^a	1,32 ± 0,27 ^a

*Médias seguidas de letras diferentes numa mesma linha indicam que houve diferença estatística ($p < 0,05$), segundo o teste *t* de Student.

A umidade variou de 71,62 a 74,19%, com uma média de 72,77%, no camarão orgânico, e de 69,88 a 74,83 %, numa média de 71,70% no convencional, levando-se em consideração os diferentes pesos analisados e ambientes de cultivo. Comparando-se as amostras de pesos semelhantes, observou-se uma diferença significativa ($p < 0,05$) entre os camarões de 4g, que apresentaram 74,19 e 70,22%, nos sistemas de cultivo orgânico e convencional, respectivamente. De um modo geral, os camarões orgânicos não foram distintos estatisticamente ($p > 0,05$) dos camarões convencionais.

Os valores de umidade deste estudo estão abaixo dos verificados por Sriket et al. (2007), que observaram valores médios de 77,21% para *L. vannamei* e 80,47% para *Penaeus monodon*, e por Moura et al. (2002), que no camarão-rosa variaram de 75,60% a 81,50%, sendo em média 78,00%. Porém, foram maiores que os observados por Furuya et al. (2006), em análise do camarão de água-doce *Macrobrachium amazonicum*, onde encontraram 70,30% em média dos teores de umidade.

O resíduo mineral fixo (cinzas) oscilou em torno de 1,82 a 2,70% no camarão orgânico, e de 1,33 a 2,02% no convencional, em média 2,11 e 1,61%, respectivamente, podendo observar-se diferença estatística ($p < 0,05$) entre as amostras, possivelmente decorrente da alimentação utilizada nos diferentes ambientes. Considerando-se as amostras de pesos semelhantes, só não houve diferença significativa ($p > 0,05$) nos camarões de 4g, com teores de 1,82% no orgânico e 1,77% no convencional.

Os resultados obtidos neste trabalho foram maiores que os encontrados por Sriket et al. (2007), que apresentou 1,47% para *L. vannamei* e 0,95% para *Penaeus monodon*, e por Furuya et al. (2006) no camarão *Macrobrachium amazonicum*, que determinou 1,50% de cinzas.

Os teores protéicos relacionados aos camarões analisados variaram de 22,49 a 24,33% no camarão orgânico e 22,32 a 26,85% no camarão convencional, com médias de 23,65 e 25,37%, respectivamente, com diferença significativa ($p < 0,05$) entre ambas, o que pode ser atribuído ao uso de rações comerciais ricas em proteínas no processo de cultivo tradicional.

Nas amostras de camarões orgânicos e convencionais com pesos semelhantes, houve diferenças significativas entre os camarões de 2g (24,33 e 26,68%); 4g (22,49 e 26,85%); 8g (24,19 e 26,35%) e 10g (22,92 e 25,54%), respectivamente.

Os valores médios obtidos foram maiores que os encontrados por Sriket et al. (2007), 18,8% em *L. vannamei* e 17,1% em *Penaeus monodon*; e concordam com os

obtidos por Furuya et al. (2006) que obtiveram 24,8% de proteínas no camarão estudado, e por Sampaio et al. (2006), que encontraram valores entre 20,20 e 24,63% em camarão salgado-seco, numa média de 22,54%.

Os teores de lipídios ficaram entre 1,22 e 1,62%, numa média de 1,47% no camarão orgânico, e 1,13 e 1,53%, 1,32% em média no convencional. O músculo do camarão contém essa quantidade média de lipídios totais, explicada pelo fato do depósito de gordura ser estocado no hepatopâncreas, o qual fica localizado na região da cabeça. Não foram apresentadas diferenças significativas entre as amostras analisadas ($p > 0,05$), nem mesmo considerando-se os pesos semelhantes.

Os resultados foram semelhantes aos de Moura (2004), que encontrou o maior teor lipídico no camarão cultivado em água salobra (1,64%); aos de Sriket et al. (2007), que observaram valores aproximados de 1,30% em *L. vannamei* e 1,23% em *Penaeus monodon*; além dos de Furuya et al. (2006), que analisaram *Macrobrachium amazonicum* encontrando um teor de 1,50% de lipídios totais. Apresentaram-se, entretanto, maiores que os verificados por Browdy et al. (2006), que determinaram o perfil lipídico para camarão *L. vannamei* e obtiveram como resultados para o camarão alimentado com vegetal orgânico e para aquele que utilizou a dieta com peixe, respectivamente 1,02 e 1,06% de lipídio total; por Sampaio et al. (2006), que encontrou no camarão salgado-seco 1,05 a 1,22%, média de 1,12%; por Moura et al. (2002) em *Penaeus brasiliensis* e *Penaeus paulensis* 1,13%; e por Bragagnolo e Rodriguez-Amaya (1997), que encontraram 1,00% em *Penaeus brasiliensis*.

Os valores dos lipídios determinados em *L. vannamei* neste trabalho foram menores que os apresentados por Freitas et al. (2002), que obtiveram em estudo com o camarão-sete-barbas (*Xiphopenaeus kroyeri*) um teor de lipídios de seus resíduos desidratados de 2,66%, enquanto o valor presente na carne desse crustáceo foi de 6,07%.

Tais discrepâncias podem ser atribuídas à espécie do camarão, estação do ano, tipo de alimentação, fase de vida, tamanho e local de origem e método utilizado.

5.3 Perfil dos Componentes Lipídicos

5.3.1 Colesterol

Considerando-se as amostras de pesos semelhantes se pôde observar (ver Tabela 5) que só não foram distintas estatisticamente ($p > 0,05$) as amostras de 10g (175,86mg/100g e 189,85mg/100g, respectivamente).

Tabela 5 Concentração de colesterol (mg/100g) em amostras de camarões de diferentes pesos

Amostras	Colesterol (mg/100g)	
	Orgânico	Convencional
2g	193,41 ± 9,41 ^d	148,05 ± 0,51 ^e
4g	309,15 ± 5,08 ^b	375,87 ± 16,46 ^a
6g	151,09 ± 7,06 ^c	177,07 ± 3,52 ^d
8g	122,85 ± 19,11 ^f	153,93 ± 8,39 ^e
10g	175,86 ± 18,23 ^d	189,85 ± 12,92 ^d
12g	232,92 ± 4,35 ^c	126,00 ± 14,65 ^f

* Médias seguidas de letras diferentes numa mesma linha indicam que houve diferença estatística ($p < 0,05$) de acordo com o teste de Duncan.

O teor médio de colesterol encontrado, como podemos observar na Tabela 7, foi de 197,54mg/100g no camarão de cultivo orgânico, que variou de 122,85 a 309,15mg/100g, e de 195,13mg/100g no de cultivo convencional, com variação de 126,00 a 375,87mg/100g. As amostras não apresentaram distinção estatística ($p > 0,05$).

O estresse é um fator de importância na variação do teor de colesterol, porém, observou-se que a densidade populacional, um dos elementos responsáveis por esse estresse, possivelmente não foi um fator determinante na concentração total de colesterol dos camarões analisados, visto que os dois cultivos apresentam diferentes densidades.

Os teores de colesterol apresentados neste trabalho foram menores que os verificados por Moura (2004), que apresentou em *L. vannamei* teores que variaram de 211,76 a 271,26mg/100g nos camarões cultivados em água salgada, porém, foram maiores

que os observados pela autora nos camarões cultivados em água doce, cerca de 62,37mg/100g.

Os resultados foram maiores também que os obtidos por Bragagnolo e Rodriguez-Amaya (1997), que ao analisarem o camarão rosa *Penaeus brasiliensis* encontraram valores de colesterol em torno de 127mg/100g; por Moura e Tenuta-Filho (2002), que determinaram o colesterol de *Penaeus brasiliensis* e *Penaeus paulensis* por cromatografia líquida, apresentando um valor médio de 113mg/100g; por Moura et al. (2002), que também através da cromatografia líquida encontraram valores entre 92 e 136mg/100g, correspondendo a um valor médio de 118mg/100g; e por Freitas et al. (2002), que utilizaram cromatografia gasosa e obtiveram quanto ao colesterol dos resíduos desidratados do camarão *Xiphopenaeus kroyeri*, o valor de 98,82mg/100g.

Resultados semelhantes foram os encontrados por Sampaio et al. (2006), que avaliaram o colesterol do camarão salgado-seco, correspondendo a teores de 142 a 191mg/100g. Assim como no presente trabalho, o colesterol foi determinado pelo método colorimétrico por Bragagnolo e Rodriguez-Amaya (1997).

As variações encontradas nos teores podem ser atribuídas à espécie, estação do ano em que foi capturado, tipo de alimentação disponível no seu habitat, tamanho, distribuição, procedência dos organismos e método utilizado.

5.3.2 Fosfolipídios

Os teores de fosfolipídios obtidos (ver Tabela 6 e Tabela 7) ficaram numa faixa de 2,17 a 6,52mg/100g, média de 3,56mg/100g para o camarão orgânico, e 1,09 a 5,05mg/100g, com média de 3,42mg/100g para o convencional. As médias não foram estatisticamente significantes ($p>0,05$). Levando-se em consideração as amostras de pesos semelhantes, somente nas amostras de 8g (3,68 e 3,21mg/100g) não houve diferença estatística ($p>0,05$).

Tabela 6 Concentração de fosfolipídios (mg/100g)

Amostras	Fosfolipídios (mg/100g)	
	Orgânico	Convencional
2g	6,52 ± 0,17 ^a	5,05 ± 0,12 ^b
4g	3,09 ± 0,03 ^e	1,09 ± 0,00 ^g
6g	2,17 ± 0,00 ^f	4,80 ± 0,96 ^b
8g	3,68 ± 0,00 ^{c,d}	3,21 ± 0,12 ^{d,e}
10g	3,47 ± 0,00 ^{d,e}	2,42 ± 0,04 ^f
12g	2,43 ± 0,02 ^f	3,99 ± 0,00 ^c

* Médias seguidas de letras diferentes numa mesma linha indicam que houve diferença estatística ($p < 0,05$) segundo o teste de Duncan.

Tabela 7 Teores de colesterol e de fosfolipídios

Análises	Orgânico	Convencional
Colesterol (mg/100g)	197,54 ± 63,04 ^a	195,13 ± 86,30 ^a
Fosfolipídios (mg/100g)	3,56 ± 1,47 ^a	3,43 ± 1,45 ^a

*Médias seguidas de letras diferentes numa mesma linha indicam que houve diferença estatística ($p < 0,05$), de acordo com o teste *t* de Student.

Não foram encontrados dados referentes ao teor de fosfolipídios em mg/100g na literatura utilizada. Porém, chama-se a atenção para o fato dos fosfolipídios serem os principais componentes dos lipídios, sendo a maioria lipídios de membrana com altos níveis de fosfolipídios, como observado por Sriket et al. (2007), que determinaram um teor de 72,3% em *L. vannamei* e 74,5% em *Penaeus monodon*, e por Browdy et al. (2006), que encontraram um percentual de 70 e 80% de fosfolipídios (lipídios de membrana) em camarões alimentados com dieta vegetal orgânica e com ração de origem animal.

5.3.3 Ácidos graxos

Foram identificados e quantificados neste trabalho 27 ácidos graxos, expostos na Tabela 8, dos quais, de uma maneira geral, 11,57 e 11,09% eram saturados, 12,48 e 18,43% monoinsaturados e 29,90 e 50,22%, poliinsaturados, nos camarões orgânicos e de cultivo tradicional, respectivamente, representados na Figura 1.

Tabela 8 Ácidos graxos identificados e quantificados em *L. vannamei* de cultivos orgânico e convencional

	Ácidos graxos											
	Orgânico						Convencional					
	2g	4g	6g	8g	10g	12g	2g	4g	6g	8g	10g	12g
Ácido láurico (C12:0)	-	-	-	-	0,52	-	-	-	-	-	-	-
Ácido isomérico (C12-Me-13:0)	-	-	0,54	-	0,46	0,33	0,41	0,15	-	-	0,16	0,14
Ácido pentadecanoico (C15:0)	1,49	0,62	5,26	1,83	2,74	2,24	1,43	0,28	0,19	-	0,19	0,37
Ácido isopalmitico (C14-Me-15:0)	-	-	6,17	-	0,09	-	0,15	-	-	-	-	-
Ácido palmítico (C16:0)	-	3,00	-	4,92	-	5,38	6,49	7,42	5,25	7,04	6,94	-
Ácido 13-metil pentadecanoico (C13-Me-16:0)	1,84	-	-	-	6,589	-	-	-	-	-	-	6,02
Ácido anteisomargárico (C14-Me-16:0)	-	-	-	-	-	-	0,60	1,00	0,13	0,45	0,58	0,80
Ácido margárico (C17:0)	0,75	-	3,32	2,03	2,90	2,21	1,11	-	0,39	-	-	-
Ácido esteárico (C18:0)	0,81	1,02	2,12	3,17	4,04	3,02	2,98	3,47	2,58	3,06	3,16	3,45
Ácido eicosanoico (C20:0)	-	-	-	-	-	-	-	-	0,13	-	-	-
Σ Saturados	4,89	4,64	17,41	11,96	17,34	13,19	13,16	12,33	8,68	10,56	11,04	10,78
Ácido palmitoléico (C16:1 n-7)	0,68	1,46	4,06	2,00	3,08	2,93	5,07	1,41	0,79	0,85	1,05	0,98
Ácido 7-metil 6-hexadecenoico (C7-Me-16:1 n-8)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,41
Ácido 7-hexadecenoico (C16:1 n-9)	1,26	-	-	-	-	8,76	2,95	-	-	-	-	-
Ácido oleico (C18:1 n-9)	2,20	4,01	9,21	8,28	12,57	14,37	17,35	19,44	12,68	25,01	3,23	17,36
Ácido 11-eicosenoico (C20:1 n-11)	-	-	-	-	-	-	-	0,96	-	-	-	1,07
Σ Monoinsaturados	4,15	5,47	13,27	10,28	15,65	26,06	25,37	21,81	13,48	25,861	4,28	19,83
Ácido hexadecadienoico (C16:2 n-7)	-	-	-	0,45	-	-	-	-	-	-	-	-
Ácido linoléico (C18:2 n-6)	-	1,04	2,07	2,54	3,23	2,98	10,92	20,45	13,45	22,64	20,55	21,29
Ácido 7,10-octadecadienoico (C18:2 n-7)	0,56	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ácido 10,13-eicosadienoico (C20:2 n-10)	0,55	0,25	-	-	-	-	0,33	-	-	-	0,97	-
Ácido linolénico (C18:3 n-6)	-	-	-	-	-	0,35	-	-	-	-	-	-
Ácido 10-nonadecenoico (C19:10)	-	-	-	-	0,85	-	-	-	-	-	-	-
Ácido araquidônico (C20:4 n-6)	0,93	1,80	10,81	5,76	10,47	13,60	8,31	3,94	2,42	3,15	3,00	3,55
Ácido eicosapentaenoico (C20:5 n-3)	1,90	4,32	11,97	8,41	13,59	14,42	14,48	15,04	10,27	15,91	15,72	17,05
Ácido 8,11,14-docosatrenoico (C22:3 n-3)	-	2,17	11,80	4,27	7,75	-	0,55	-	-	-	-	-
Ácido docosahexaenoico (C22:6 n-3)	-	1,39	6,212	5,36	12,77	14,48	11,61	14,37	10,89	10,63	13,77	14,88
Ácido 6,9,12,15-docosatrenoico (C22:4 n-6)	-	-	-	-	0,35	-	0,2	-	-	-	-	-
Ácido 15-metil 11-hexadecenoico (C16:1 n-5)	-	-	-	-	-	-	-	0,388	0,21	-	0,37	-
Σ Poliinsaturados	3,95	10,98	42,87	26,79	49,01	45,84	46,41	54,19	37,25	52,34	54,39	56,77
Outros ácidos graxos	87,00	78,90	26,44	50,96	17,99	14,91	15,05	11,66	40,59	11,24	30,29	12,62
n-6/n-3	0,49	0,36	0,43	0,46	0,41	0,58	0,73	0,83	0,75	0,97	0,79	0,78
EPA+DHA	1,90	5,71	18,18	13,77	26,36	28,90	26,09	29,41	21,17	26,55	29,49	31,93
AGPI/AGS	0,56	0,56	0,57	0,55	0,55	0,53	0,54	0,53	0,53	0,54	0,53	0,53

* (-) não foi detectado.

Valores menores de saturados que os encontrados por Moura et al. (2002), que detectaram nas espécies *Penaeus brasiliensis* e *Penaeus paulensis*, sendo 33% de saturados; por Moura (2004), que identificou um total de 39,76% de ácidos graxos saturados de *L. vannamei* cultivado em água doce, 36,76% no camarão cultivado em água salobra e 43,24% no camarão de água salgada; por Sampaio et al. (2006), que observaram no camarão salgado-seco 27,49% de saturados; e por Browdy et al. (2006), que encontraram 31 e 32% para o camarão de dieta vegetal orgânica e de origem animal, respectivamente.

O número de ácidos graxos monoinsaturados também foi menor que o observado por Bragagnolo e Rodriguez-Amaya (2001), cujo total foi de 29 a 35%; por Moura et al. (2002) em *Penaeus brasiliensis* e *Penaeus paulensis*, 20%; por Moura (2004), que identificou 22,98, 22,64 e 21,14%, para o camarão cultivado em água doce, salobra e salgada, respectivamente; além do observado por Yanar and Çelik (2005), que encontraram de 27,3 a 34,8% em *Penaeus semisulcatus* e 21,7 a 25,6% em *Metapenaeus monóceros*; e por Sampaio et al. (2006), que foi 43,73% de monoinsaturados. Resultados semelhantes aos de Browdy et al. (2006), que observaram um percentual de 14 e 18% de monoinsaturados.

Quanto aos poliinsaturados, o camarão orgânico apresentou um número menor que o camarão de cultivo convencional, e que o relatado na literatura por Bragagnolo e Rodriguez-Amaya (2001), que observaram um total de poliinsaturados, de 39 a 46%; por Moura et al. (2002) em *Penaeus brasiliensis* e *Penaeus paulensis*, 41% e por Moura (2004), que encontrou um percentual de 37,12, 40,38 e 35,44%, para o camarão cultivado em água doce, salobra e salgada, respectivamente.

Também se observou um percentual menor que por Browdy et al. (2006) no camarão de dieta vegetal orgânica, 54%, e no outro de dieta de origem animal, 48%; por Furuya et al. (2006), que analisaram o perfil de ácidos graxos do camarão d'água-doce, detectando 46,8% de poliinsaturados; e por Sriket et al. (2007), que encontraram em *L. vannamei* 42,0%, e 44,4% em *Penaeus monodon*. Observou-se semelhança no número encontrado por Sampaio et al. (2006), 28,79% de poliinsaturados.

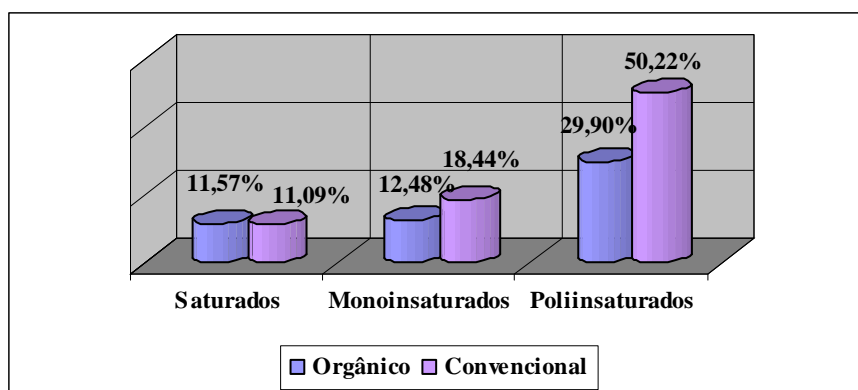


Figura 1 Proporção de ácidos graxos saturados e insaturados

Nos estudos disponíveis na literatura consultada, em que a composição dos ácidos graxos de camarão foi determinada, é difícil comparar os valores obtidos individualmente, uma vez que não são quantificados o mesmo número de ácidos graxos nos trabalhos pesquisados, a exemplo de Moura et al. (2002), que detectaram 18 ácidos graxos nas espécies *Penaeus brasiliensis* e *Penaeus paulensis*; Moura (2004), que identificou 13 ácidos graxos em camarões cultivados em água doce, salobra e salgada, e Furuya et al. (2006), que detectaram 36 variedades de ácidos graxos no camarão de d'água-doce.

Porém, observou-se que o perfil de ácidos graxos foi similar qualitativamente ao reportado por outros autores (BRAGAGNOLO; RODRIGUEZ-AMAYA, 2001; GLENCROSS et al., 2002; GONZÁLEZ-FÉLIX et al., 2003). Esses autores atribuíram diferenças quantitativas na composição de ácidos graxos à influência da dieta, especialmente para os camarões cultivados. A literatura revela variações individuais na proporção dos ácidos graxos de camarão, até mesmo dentro de uma mesma espécie, o que constatou-se quando se utilizou dois processos diferentes de cultivo, e conseqüentemente, dietas diferentes, refletindo na composição desses ácidos graxos.

Os principais ácidos graxos saturados nos camarões orgânicos foram o ácido pentadecanóico (C15:0), esteárico (C18:0) (ambos com 2,36%), e o ácido palmítico (C16:0) (2,22%); e nos convencionais, o ácido palmítico (C16:0) (5,52%) e o ácido esteárico (C18:0) (3,11%), os dois últimos também encontrados em maior quantidade por Moura (2004).

Os principais monoinsaturados foram o ácido oléico (C18:1 n-9) nos camarões de ambos os tipos de cultivo, correspondendo a 8,44% e 15,85%. Moura (2004) identificou principalmente o ácido oléico (C18:1).

No camarão orgânico, os poliinsaturados mais abundantes foram os ácidos eicosapentaenóico (C20:5 n-3) com 9,10%, araquidônico (C20:4 n-6), com 7,23% e docosahexaenóico (C22:6 n-3), representando 6,70%. No camarão convencional, os principais ácidos graxos poliinsaturados encontrados foram o ácido linoléico (C18:2 n-6), 18,22%, eicosapentaenóico (C20:5 n-3), 14,74%, e o docosahexaenóico (C22:6 n-3), com 12,69%. Moura (2004) observou que dos ácidos poliinsaturados, os principais foram o linoléico (C18:2 n-6) e o docosahexaenóico (C22:6 n-3).

O ácido linoléico (C18:2 n-6) correspondeu a 1,98% no camarão orgânico, enquanto o araquidônico (C20:4 n-6) representou 4,06% no tradicionalmente cultivado.

Tem sido reconhecido que a produtividade natural da fazenda pode contribuir significativamente na nutrição de *L. vannamei*. Pelo fato do camarão nativo ser substancialmente mais pobre em ácido linoléico (C18:2 n-6) que os cultivados, é questionável que o camarão necessite de altos níveis desses ácidos graxos tipicamente encontrado em rações comerciais (BROWDY et al., 2006).

Browdy et al. (2006) observaram uma alta percentagem de ácido linoléico (C18:2 n-6) e linolênico (C18:3n-3) no camarão alimentado com a dieta vegetal, enquanto que araquidônico (C20:4 n-6), docosahexaenóico (C22:6 n-3) e eicosapentaenóico (C20:5 n-3) foram significativamente menores. Parece que o ácido linoléico (C18:2 n-6) foi incorporado no tecido do camarão, de alguma maneira proporcionalmente ao contido na dieta. Nesses camarões, foi observada uma percentagem de 3,0% de araquidônico (C20:4 n-6), 10,8% de eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e 8,8% de docosahexaenóico (C22:6 n-3), ácidos graxos também encontrados no camarão alimentado com ração com peixe, respectivamente com 3,5, 15,8 e 11,8%.

Browdy et al. (2006) encontraram no camarão alimentado com a dieta vegetal e outro com ração de peixe, teores de poliinsaturados de 41,1 e 17,0% de ácido linoléico (C18:2 n-6); 19,0 e 2,5% de linolênico (C18:3 n-3), respectivamente; e 6,6% de eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e 8,1% de docosahexaenóico (C22:6 n-3) na dieta com peixe. O ácido araquidônico (C20:4 n-6) contribuiu com 0,22% na primeira e 0,64% na outra dieta. Os principais em ambos foram: palmítico (C16:0), esteárico (C18:0), 18:1,

linoléico (C18:2 n-6), linolênico (C18:3 n-3), araquidônico (C20:4 n-6), eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3).

Sriket et al. (2007) encontraram no perfil de ácidos graxos dos camarões *L. vannamei*, 9,99% de docosahexaenóico (C22:6 n-3) e 9,46% de eicosapentaenóico (C20:5 n-3), enquanto 14,9% de docosahexaenóico (C22:6 n-3) e 8,58% de eicosapentaenóico (C20:5 n-3) foi encontrado no *black tiger*.

Moura et al. (2002) em *Penaeus brasiliensis* e *Penaeus paulensis* identificaram os saturados merístico (C14:0), pentadecanóico (C15:0), palmítico (C16:0), margárico (C17:0), esteárico (C18:0), araquídico (C20:0), docosanóico (C22:0), monoinsaturados palmitoléico (C16:1 n-7), heptadecenóico (C17:1 n-9), oléico (C18:1 n-9), eicosenóico (C20:1 n-9) e 41% poliinsaturados linoléico (18:2 n-6), linolênico (C18:3 n-3), eicosadienóico (C20:2 n-6), ácido araquidônico (C20:4 n-6), eicosapentaenóico (C20:5 n-3), docosapentaenóico (C22:5 n-3), docosahexaenóico (C22:6 n-3).

Os principais ácidos graxos encontrados por Bragagnolo e Rodriguez-Amaya (1997) foram eicosapentaenóico (C20:5 n-3), palmítico (C16:0), docosahexaenóico (C22:6 n-3), esteárico (C18:0), oléico (C18:1 n-9), palmitoléico (C16:1 n-7), araquidônico (C20:4 n-6) e vacênico (18:1 n-7), os quais somam em torno 79% do total de 87 ácidos graxos.

Bragagnolo e Rodriguez-Amaya (2001) encontraram no camarão marinho estudado de variados tamanhos, principalmente ácido palmítico (C16:0), eicosapentaenóico (C20:5 n-3), docosahexaenóico (C22:6 n-3), oléico (C18:1 n-9), esteárico (C18:0), palmitoléico (C16:1 n-7), araquidônico (C20:4 n-6) e vacênico (18:1 n-7).

Furuya et al. (2006) encontraram em abundância o ácido palmítico (C16:0) (18,2%), dentre os n-3, os mais encontrados foram o eicosapentaenóico (C20:5 n-3); di-homo- α -linolênico (C20:3 n-3), e linolênico (C18:3 n-3) (13,9; 9,5; 6,8 e 4,2%, respectivamente).

Yanar and Çelik (2005) reportaram que os ácidos palmítico (C16:0), esteárico (C18:0), docosahexaenóico (C22:6 n-3) e eicosapentaenóico (C20:5 n-3) foram os mais abundantes nos camarões *Nephrops norvegicus*, *Parapenaeus longirostris*, *Aristeus antennatus*, *Penaeus semisulcatus* e *Metapenaeus monoceros*. Os principais ácidos graxos encontrados em ambas as espécies foram ácido palmítico (C16:0), esteárico (C18:0), palmitoléico (C16:1 n-7), ácido oléico (C18:1 n-9), ácido araquidônico (C20: 4 n-6), eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3), correspondendo a cerca de 80% do total.

Freitas et al. (2002) identificaram em maior quantidade nos ácidos saturados, o palmítico (C16:0) e o esteárico (C18:0), somando 26,30% dos lipídios totais, enquanto os ácidos graxos monoinsaturados mais significativos foram os ácidos palmitoléico (C16:1 n-7) e oléico (C18:1 n-9), os quais corresponderam a 27,62% do total. Os ácidos araquidônico (C20:4 n-6), eicosapentaenóico (C20:5 n-3) e docosahexaenóico (C22:6 n-3) destacaram-se entre os poliinsaturados, correspondendo a 33,24% dos lipídios totais encontrados nos resíduos desidratados do camarão.

Sampaio et al. (2006) observaram o perfil lipídico do camarão seco-salgado e identificaram principalmente: 15:1 (15,75%), 24:1 n-9 (14,15%), docosahexaenóico (C22:6 n-3) (13,46%), esteárico (C18:0) (9,45%), 23:0 (8,52%) e eicosapentaenóico (C20:5 n-3) (6,85%), n-3 (23,10%), n-6 (4,9%) e a razão n-3/n-6 11,75.

A razão n-6/n-3 dos ácidos graxos identificados e quantificados do presente trabalho foi em média 0,49 e 0,80, menores que a encontrada por Browdy et al. (2006), cuja razão encontrada foi 1,13 para o camarão alimentado com ração vegetal; semelhante, 0,58, para o de dieta de origem animal, devido ao excesso de ácido linoléico (C18:2 n-6) na dieta vegetal; maiores que a encontrada por Furuya et al. (2006), que foi de 0,30; o valor EPA+DHA foi 15,30 para o camarão de cultivo orgânico e 27,44 para o outro, maiores que o valor apresentado por Sampaio et al. (2006), 19,96; e a razão AGPI/AS 0,55 e 0,53, para o camarão de cultivo orgânico e tradicional, respectivamente, menores que a observada por Bragagnolo e Rodriguez-Amaya (2001), que variou de 1,2 a 1,5; e por Furuya et al. (2006), que foi 1,6.

A *American Heart Association* e a Sociedade Brasileira de Alimentação e Nutrição recomendam uma proporção de 1:2:1,5 para ácidos graxos saturados, monoinsaturados e poliinsaturados, respectivamente (SUÁREZ-MAHECHA et al., 2002).

6 CONCLUSÕES

- O rendimento de filé foi semelhante em ambos os sistemas de cultivo;
- O teor de cinzas foi maior no camarão orgânico, enquanto que o teor protéico foi menor que no convencional. As outras análises da composição centesimal não apresentaram diferenças significativas;
- Os camarões de cultivo orgânico e convencional apresentaram teores semelhantes de colesterol, que variaram de acordo com as faixas de pesos, decorrentes de fatores como a fase de desenvolvimento; assim como também não foram distintas estatisticamente as concentrações de fosfolipídios;
- Dietas diferentes de ambientes distintos de cultivo resultaram num perfil de ácidos graxos variado dentro de uma mesma espécie estudada, apresentando uma maior quantidade de poliinsaturados os camarões de cultivo convencional. Percebeu-se a necessidade de que sejam desenvolvidas dietas orgânicas que forneçam um maior percentual desses ácidos graxos para aqueles cultivados sob processo orgânico;
- A ingestão de ácidos graxos dos camarões estudados fornece relações n-6/n-3 e AGPI/AS favoráveis à saúde.

REFERÊNCIAS

ASSOCIATION OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTIS - AOAC. **Official methods of Analysis of the Association Chemistis**, 20 ed. Washington, 2002.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DOS CRIADORES DE CAMARÃO – ABCC. **Informações de caráter sócio-econômico sobre a carcinicultura marinha no Nordeste**. Setor Técnico da ABCC, 9f, 2003.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DOS CRIADORES DE CAMARÃO – ABCC. Disponível em: www.abcc.com.br. Acesso em: 29 jul. 2007.

BEIRÃO, L. H.; TEIXEIRA, E.; MEINERT, E. M.; SANTO, M. L. P. **Processamento e industrialização de moluscos**. In: Seminário e Workshop “Tecnologia para Aproveitamento Integral do Pescado”, 2000, Campinas. **Resumos**. Campinas: ITAL, 2000.

BOHAC, C. E.; RHEE, K. S.; CROSS, H. R.; ONO, K. Assesment of methodologies for colorimetric cholesterol assay of meats. **Journal of Food Science**, v.53, p.1642, 1988.

BRAGAGNOLO, N.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. Avaliação comparativa de três métodos para determinação de colesterol em gema de ovo. **Arquivos de Biologia e Tecnologia**, v.36, n.2, p.237-251, 1993.

BRAGAGNOLO, N.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. Otimização da determinação de colesterol por CLAE e teores de colesterol, lipídios totais e ácidos graxos em camarão rosa (*Penaeus brasiliensis*). **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.17, n.3, 1997.

BRAGAGNOLO, N.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. Total lipid, cholesterol, and fatty acids of farmed freshwater prawn (*Macrobrachium rosenbergii*) and wild marine shrimp (*Penaeus brasiliensis*, *Penaeus schimitti*, *Zipopenaeus kroyeri*). **Journal of Food Composition and Analysis**, v.14, p.359-369, 2001.

BROWDY, C.; SEABORN, G.; ATWOOD, H.; DAVIS, D. A.; BULLIS, R. A.; SAMOCHA, T. M.; WIRTH, E.; LEFFLER, J. W. Comparison of pond production efficiency, fatty acid profiles, and contaminants in *Litopenaeus vannamei* fed organic plant-based and fish-meal-based diets. **Journal of the World Aquaculture Society**, v.37, n.4, p.437-451, 2006.

CAVALLI, R. O.; TAMTIN, M.; LAVENS, P.; SORGELOOS, P. Variations in lipid classes and fatty acid content in tissues of wild *Macrobrachium rosenbergii* (de Man) females during maturation. **Aquaculture**, v.193, p.311–324, 2001.

CONSELHO NACIONAL DO MEIO AMBIENTE – CONAMA. **Resolução nº 312**, 2002.

COUTTEAU, P.; CAMARA, M. R.; SORGELOOS, P. The effect of different levels and sources of dietary phosphatidylcholine on the growth, survival, stress, resistance, and fatty acid composition of postlarval *Penaeus vannamei*. **Aquaculture**, v.147, p.261-273, 1996.

COVINGTON, M. B. Omega-3 fatty acids. **Physician**, v.70, n.1, 2004.

CHENG, Z. J.; HARDY, R. W. Protein and lipid sources affect cholesterol concentrations of juvenile pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei* (Boone). **Journal of Animal Science**, n.82, p.1136-1145, 2004.

CUOCO, L. Organic Aquaculture in Ecuador: A More Sustainable Solution? **Tropical Resources Bulletin**, v.24, p.59-65, 2005.

D'ABRAMO, L. R. **Lipid requirements of shrimp**. ADVANCES IN TROPICAL AQUACULTURE Tahiti, Feb. 20 — March 4, 1989 AOUACOP 1FREMERE Actes de Colloque 9 pp. 277-285.

DAVIS, A. A.; SAMOCHA, T. M.; BULLIS, R. A.; PAITNAK, S.; BROWDY, C. L.; STOKES, A. D.; ATWOOD, H. L. **Practical diets for *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931): Working towards organic and/or all plant production diets**. In: Cruz Suárez, L. E., Ricque Marie, D.; Nieto López, M. G. et al. Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 16-19 nov, 2004, Sonora, México.

DEERING, M. J.; FIELDER, D. R.; HEWITT, D. R. Growth and fatty acid composition of juvenile leader prawns, *Penaeus monodon*, fed different lipids. **Aquaculture**, v.151, p.131-141, 1997.

DIAS, E. R. de A.; MARUYAMA, L. S. **Aquicultura orgânica**. Disponível em: <http://www.abrappesq.com.br/materia12.htm>. Acesso em: 03 abr. 2005.

ERITSLAND, J. Safety considerations of polyunsaturated fatty acids. **American Journal of Clinical Nutrition**, v.71, p.197S–201S, 2000.

FARÍAS, L. G. **Producción de camarón orgánico certificado análisis de aspectos ambientales y sociales**. Disponível em: <http://redmanglar.org/ebol6/docs/noti6.html#ber>. Acesso em: 23 mar. 2005.

FIGUEIRÊDO, M. C. B. de; ROSA, M. F.; GONDIM, R. S.; ARAÚJO, L. F. P.; GOMES, R. B.; PAULINO, W. D.; CORREIA, L. J. A.; SABÓIA, L. F. **Questões ambientais da**

carcinicultura de águas interiores: o caso da bacia do baixo Jaguaribe, CE. EMBRAPA, 2004.

FOLCH, J.; LEES, M.; STANLEY, G. H. S. A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. **Journal of Biological Chemistry**, n.226, p.497-509, 1957.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS - FAO. **World review of fisheries and aquaculture - Part 1: The state of world fisheries and aquaculture 2004.** Roma: FAO Fisheries Department, 2005.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS - FAO. **Regional review on aquaculture development - 1. Latin America and the Caribbean – 2005.** Roma: FAO Fisheries Department, 2006.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS - FAO. **World review of fisheries and aquaculture - Part 1: The state of world fisheries and aquaculture 2006.** Roma: FAO Fisheries Department, 2007.

FREITAS, A. S.; BORGES, J. T.das.; COSTA, R. K.; CORNEJO, F. E. P.; WILBERG, V. C. Teores de lipídios totais, ácidos graxos e colesterol em resíduos desidratados de camarão-sete-barbas (*Xiphopenaeus kroyeri*, Heller 1862) capturado no estado do Rio de Janeiro. **Boletim CEPPA**, Curitiba, v. 20, n. 2, p.355-362, 2002.

FURUYA, W. M.; HAYASHI, C.; SILVA, A. B. M. da.; SANTOS JÚNIOR, O. O.; SOUZA, N. E.; MATSUSHITA, M.; VISENTAINER, J. V. Composição centesimal e perfil de ácidos graxos do camarão-d'água-doce. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.35, n.4, p.1577-1580, 2006.

GAROFALAKI, T. F.; MINIADIS-MEIMAROGLOU, S.; SINANOGLU, V. J. Main phospholipids and their fatty acid composition in muscle and cephalothorax of the edible Mediterranean crustacean *Palinurus vulgaris* (spiny lobster). **Chemistry and Physics of Lipids**, v.140, p.55–65, 2006.

GLENCROSS, B. D.; SMITH, D. M. A study of the arachidonic acid requirements of the giant tiger prawn, *Penaeus monodon*. **Aquaculture Nutrition**, v.7; p.59-69, 2001a.

GLENCROSS, B.D.; SMITH, D. M. Optimizing the essential fatty acids, eicosapentaenoic and docosahexaenoic acid, in the diet of the prawn, *Penaeus monodon*. **Aquaculture Nutrition**, v.7, p.101-112, 2001b.

GLENCROSS, B. D.; SMITH, D. M.; THOMAS, M. R.; WILLIAMS, K. C. Optimising the essential fatty acids in the diet for weight gain of the prawn, *Penaeus monodon*. **Aquaculture**, v.204, p.85–99, 2002a.

GLENCROSS, B. D.; SMITH, D. M.; THOMAS, M. R.; WILLIAMS, K. C. The effects of dietary lipid amount and fatty-acid composition on the digestibility of lipids by the prawn, *Penaeus monodon*. **Aquaculture**, v.205, p.157–169, 2002b.

GLENCROSS, B. D.; SMITH, D. M.; THOMAS, M. R.; WILLIAMS, K. C. The effect of dietary n-3 and n-6 fatty acid balance on the growth of the prawn *Penaeus monodon*. **Aquaculture Nutrition**, v.8; p.43-51, 2002c.

GONG, H.; LAWRENCE, A. L.; JIANG, D.; CASTILLE, F. L.; GATLIN III, D. M. Lipid nutrition of juvenile *Litopenaeus vannamei* I. Dietary cholesterol and de-oiled soy lecithin requirements and their interaction. **Aquaculture**, v.190, p.305–324, 2000a.

GONG, H.; LAWRENCE, A. L.; JIANG, D.; GATLIN III, D. M. Lipid nutrition of juvenile *Litopenaeus vannamei* II. Active components of soybean lecithin. **Aquaculture**, v.190, p.325–342, 2000b.

GONZÁLEZ-BARÓ, M. R.; POLLERO, R. J. Fatty acid metabolism of *Macrobrachium borellii*: dietary origin of arachidonic and eicosapentaenoic acids. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v119A, n.3, p.747–752, 1998.

GONZÁLEZ-FÉLIX, M. L.; PÉREZ-VELASQUEZ, M. **Current status of lipid nutrition of pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei***. In: Avances en Nutrición Acuícola VI - Memorias del VI Simposium Internacional de Nutrición Acuícola, Cancún, 2002.

GONZÁLEZ-FÉLIX, M. L.; LAWRENCE, A. L.; GATLIN, D. M.; PEREZ-VELAZQUEZ, M. Growth, survival and fatty acid composition of juvenile *Litopenaeus vannamei* fed different oils in the presence and absence of phospholipids. **Aquaculture**, v.205, p.325– 343, 2002a.

GONZÁLEZ-FÉLIX, M. L.; GATLIN, D. M.; LAWRENCE, A. L.; PEREZ-VELAZQUEZ, M. Effect of dietary phospholipid on essential fatty acid requirements and tissue lipid composition of *Litopenaeus vannamei* juveniles. **Aquaculture**, v.207, p.151-167, 2002b.

GONZÁLEZ-FÉLIX, M. L.; LAWRENCE, A. L.; GATLIN, D. M.; PEREZ-VELAZQUEZ, M. Nutritional evaluation of fatty acids for the open thelycum shrimp, *Litopenaeus vannamei*: I. Effect of dietary linoleic and linolenic acids at different concentrations and ratios on juvenile shrimp growth, survival and fatty acid composition. **Aquaculture Nutrition**, v.9, p.105-113, 2003a.

GONZÁLEZ-FÉLIX, M. L.; LAWRENCE, A. L.; GATLIN, D. M.; PEREZ-VELAZQUEZ, M. Nutritional evaluation of fatty acids for the open thelycum shrimp, *Litopenaeus vannamei*: II. Effect of dietary n-3 and n-6 polyunsaturated and highly

unsaturated fatty acids on juvenile shrimp growth, survival, and fatty acid composition. **Aquaculture Nutrition**, v.9, p.115-122, 2003b.

GONZÁLEZ-FÉLIX, M. L.; LAWRENCE, A. L.; GATLIN, D. M.; PEREZ-VELAZQUEZ, M. The role of essential fatty acids and phospholipids in shrimp nutrition. **Aquatunities**, v.2, n.1, 2004.

GRASLUND, S.; BENGTSSON, B. Chemicals and biological products used in south-east Asian shrimp farming, and their potential impact on the environment - a review. **The Science of the Total Environment**, v.280, p. 93-131, 2001.

GRAEVE, M.; WEHRTMANN, E. I. S. Lipid and fatty acid composition of Antarctic shrimp eggs (Decapoda: Caridea). **Polar Biology** v.26, p.55–61, 2003.

GRASLUND, S.; HOLMSTROM, K.; WAHLSTROM, A. A field survey of chemicals and biological products used in shrimp farming. **Marine Pollution Bulletin**, n.46, p.81–90, 2003.

GRUNDY, S. M.; DENKE, M. A. Dietary influences on serum lipids and lipoproteins. **Journal of Lipid Research**, v.31, p.1149-1172, 1990.

GUILLAUME, J. The nutritional requirements of the Japanese shrimp *penaeus japonicu*. Advances in tropical aquaculture. **Aquacop Ifremer Actes de colloque**, v.9, p.381-391., 1989.

HARTMAN, L.; LAGO, B. C. A. Rapid preparation of fatty methyl esters from lipids. **Laboratory Practice**, v.22, p.475-77, 1973.

HEU, M.; KIMA, J.; SHAHIDIB. Components and nutritional quality of shrimp processing. **Food Chemistry**, v.82, p.235–242, 2003.

HURTADO, M. A.; RACOTTA, I. S.; ARJONA, O.; HERNANDEZ-RODRIGUEZ, M.; GOYTORTU, E.; CIVERA, R.; PALACIOS, E. Effect of hypo- and hyper-saline conditions on osmolarity and fatty acid composition of juvenile shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) fed low- and high-HUFA diets. **Aquaculture Research**, v.37, p.1316-1326, 2006.

HWANG, B.; WANG, J.; CHOONG, Y. A simplified method for the quantification of total cholesterol in lipids using gas chromatography. **Journal of Food Composition and Analysis**, v.16, p.169–178, 2003.

IZQUIERDO, M.; FORSTER, I.; DIVAKARAN, S.; CONQUEST, L.; DECAMP, O.; TACON, A. Effect of green and clear water and lipid source on survival, growth and

biochemical composition of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*. **Aquaculture Nutrition**, v.12; p.192–202, 2006.

JORY, D. E. **O camarão e o colesterol.** Disponível em: http://www.mcraquacultura.com.br/publicacoes/html/pub_05.htm. Acesso em: 06 abr. 2005.

KANAZAWA, A. Sterols in marine invertebrates. **Fisheries Science**, v.67, p.997–1007, 2001.

KAUTSKY, N.; RONNBACK, P.; TEDENGREN, M.; TROELL, M. Ecosystem perspectives on management of disease in shrimp pond farming. **Aquaculture**, v.191, p.145–161, 2000.

KONTARA, E. K. M.; COUTTEAU, P.; SORGELOOS, P. Effect of dietary phospholipid on requirements for and incorporation of IZ-3 highly unsaturated fatty acids in postlarval *Penaeus japonicus* Bate. **Aquaculture**, v.158, p.305-320, 1997.

LIM, C.; AKO, H.; BROWN, C. L., HAHN, K. Growth response and fatty acid composition of juvenile *Penaeus vannamei* fed different sources of dietary lipid. **Aquaculture**, v.151, p.143-153, 1997.

LISBOA FILHO, W.; CARLINI JÚNIOR, R. J. A carcinicultura na região Nordeste: uma promissora alternativa de diversificação econômica. **Cadernos da FACECA**, v.13, n.1, p.65-78, 2004.

LUZIA, L. A.; SAMPAIO, G. R.; CASTELLUCCI, C. M. N.; TORRE, E. A. F. S. The influence of season on the lipid profiles of five commercially important species of brazilian fish. **Food Chemistry**, v.83, p.93–97, 2003.

MARTIN, C. A.; ALMEIDA, V. V. de; RUIZ, M. R.; VISENTAINER, J. E. L.; MATSHUSHITA, M.; SOUZA, N. E. de; VISENTAINER, J. V. Ácidos graxos poliinsaturados ômega-3 e ômega-6: importância e ocorrência em alimentos. **Revista de Nutrição**, v.19, n.6, p.761-770, 2006.

MAROCO, J. **Análise estatística com utilização do SPSS.** Lisboa: Ed. Sílabo, 2003. p. 112 -113.

MARTINEZ-CORDOVA, L. R.; CAMPAÑA-TORRES, A.; PORCHAS-CORNEJO, M. A. The effect of variation in feed protein level on the culture of white shrimp, *Litopenaeus vannamei* (Boone) in low-water exchange experimental ponds. **Aquaculture Research**, v.33, p.995-998, 2002.

MASUDA, R. **The critical role of docosahexaenoic acid in marine and terrestrial ecosystems: from bacteria to human behavior.** In: The Big Fish Bang. Proceedings of the 26th Annual Larval Fish Conference, 2003, Bergen. Bergen: Institute of Marine Research, 2003.

MEIER, S.; MJOS, S. A.; JOENSEN, H. J.; GRAHL-NIELSEN, O. Validation of a one-step extraction/methylation method for determination of fatty acids and cholesterol in marine tissues. **Journal of Chromatography A**, v.1104, p. 291–298, 2006.

MERICAN, Z.; SHIM, K. F. Quantitative requirements of linolenic and docosahexaenoic acid for juvenile *Penaeus monodon*. **Aquaculture**, v.157, p.277-295, 1997.

MITRA, G.; CHATTOPADHYAY, D. M.; MUKHAPADHYAY, P. K. Nutrition and feeding in freshwater prawn (*Macrobrachium rosenbergii*) farming. **Aqua Feeds: Formulation & Beyond**, v.2 n.1, 2005.

MONK, M.; NAVARRO, J. C. Fatty acids of wild and cultured *Penaeus vannamei* larvae from Ecuador. **Aquaculture**, v.142, p.259-268, 1996.

MOURA, A. F. P. de; TENUA-FILHO, A. Efeito do processamento sobre os níveis de colesterol e 7-cetocolesterol em camarão-rosa. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.22, n.2, p.117-121, 2002.

MOURA, A. F. P de; TORRES, R. P. ; MANCINI-FILHO, J.; TENUA FILHO, A. Caracterização da fração lipídica de amostras comerciais de camarão-rosa. **Archivos Latinoamericanos de Nutricion**, v.52, n.2, p.207-211, 2002.

MOURA, L. B. **Avaliação do rendimento de filé e da composição lipídica do camarão nativo (*Penaeus schmidt*) e o cultivado (*Litopenaeus vannamei*).** 2004. 95 f. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos) - Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, 2004.

MOURENTE, G.; MEDINA, A.; GONZÁLEZ, S.; RODRÍGUEZ, A. Variations in during larval, lipid content and nutritional status development of the marine shrimp *Penaeus kerathurus*. **Aquaculture**, v.130, p.187-199, 1995.

MOURENTE, G.; DYAZ-SALVAGO, E. Lipid composition and oxidation status in brain of wild-caught size-class distributed *Parapenaeus longirostris* (Lucas, 1846). **Comparative Biochemistry and Physiology**, v.120, p.457–466, 1998.

MUHLIA-ALMAZÁN, A.; SÁNCHEZ-PAZ, A.; GARCIA-CARREÑO, F.; PEREGRINO-URIARTE, A. B.; YEPIZ-PLASCENCIA, G. Starvation and diet composition affect mRNA levels of the high density-lipoprotein-h glucan binding protein

in the shrimp *Litopenaeus vannamei*. **Comparative Biochemistry and Physiology Part B**, v.142, p209-216, 2005.

MURRAY, R. K. et al. **Harper - Bioquímica**. 7ªed. São Paulo: Editora Atheneu, 1994, p. 142,262.

INSTITUTE FOR SOCIAL ECONOMIC AND ECOLOGICAL SUSTAINABILITY. National Organic Aquaculture Workshop June 23-24, 2000 Institute for Social Economic and Ecological Sustainability, 2001.

NATIONAL ORGANIC AQUACULTURE WORKING GROUP **White Paper - Proposed national organic standards for farmed-aquatic animals and plants (aquaculture) with supporting documentation and information**. 2005. 81p.

PÁDUA, H. B. de. **Organismos aquáticos e composição alimentar**. Disponível em: www.ruralnet.com.br. Acesso em: 15 abr. 2005.

NATURLAND. **International Standards for Organic Aquaculture Production of Shrimp**. Institute for Marketecology, IMO:2002, 23p.

NATURLAND. Producción de camarón orgánico certificado: análisis de aspectos ambientales y sociales. **Boletín Electrónico**, n.6, 2004.

PALACIOS, E.; IBARRA, A. M.; RACOTTA, I. S. Tissue biochemical composition in relation to multiple spawning in wild and pond-reared *Penaeus vannamei* broodstock. **Aquaculture**, v.185, p.353–371, 2000.

PALACIOS, E.; RACOTTA, I. S.; HERAS, H.; MARTY, Y.; MOAL, J.; SAMAIN, J. Relation between lipid and fatty acid composition of eggs and larval survival in white pacific shrimp (*Penaeus vannamei*, Boone, 1931). **Aquaculture International**, v.9, p.531-543, 2001.

PASCUAL, C.; SANCHEZ, A.; ZENTENO, E.; CUZON, G.; GABRIELA, G.; BRITO, R.; GELABERT, R.; HIDALGO, E.; ROSAS, C. Biochemical, physiological, and immunological changes during starvation in juveniles of *Litopenaeus vannamei*. **Aquaculture**, n.251, p.416– 429, 2006.

PEDERSEN, S. A; STORM, L. Northern shrimp (*Pandalus borealis*) recruitment in west greenland waters part II. Lipid classes and fatty acids in *pandalus* shrimp larvae: implications for survival expectations and trophic relationships. **Journal of Northwest Atlantic Fishery Science**, v.30, p.47–60, 2002.

PEREZ-VELAZQUEZ, M.; GONZALEZ-FÉLIX, M. L.; LAWRENCE, A. L.; GATLIN III, D. M. Changes in lipid class and fatty acid composition of adult male *Litopenaeus*

vannamei (Boone) in response to culture temperature and food deprivation. **Aquaculture Research**, v.34, p.1205-1213, 2003.

PIKUL, J.; LESZCZYNSKI, D. E.; KVMMEROW, F. A. Influence of fat content and composition on malomaldehyde concentration in chicken meat and skin. **Poultry Science**, v.64, p.311-317, 1985.

PONTES, C. S.; ANDREATTA, E. R. Efeito da oferta de náuplios de *Artemia franciscana* enriquecidos com ácidos graxos poliinsaturados sobre o desenvolvimento de pós-larvas do camarão marinho *Farfantepenaeus paulensis*. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.32, n.6, p.1544-1550, 2003.

RAVID, T.; TIETZ, A.; KHAYAT, M.; BOEHM, E.; MICHELIS, R.; LUBZENS, E. Lipid accumulation in the ovaries of a marine shrimp *Penaeus semisulcatus* (De Haan). **The Journal of Experimental Biology**, v.202, p.1819-1829, 1999.

ROSARIO, M. del; GONZALEZ-BARO, R.; POLLERO, R. J. Fatty Acid Metabolism of *Macrobrachium borellii*: Dietary Origin of Arachidonic and Eicosapentaenoic Acids. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v.119A, n.3, p.747-752, 1998.

ROY, L. A.; DAVIS, D. A.; SOUD, I. P. Effects of lecithin and cholesterol supplementation to practical diets for *Litopenaeus vannamei* reared in low salinity waters. **Aquaculture**, v.257, p.446-452, 2006.

RUIZ, M. R. ; MATSUSHITA, M. ; SOUZA, N. E. ; VISENTAINER, J. V. Ácidos graxos essenciais (precursores) em carnes. **Revista Nacional da Carne**, n.332, 2004.

RUIZ-VERDUGO, L. M.; GARCIA-BANUELOS, M. L.; VARGAS-ALBORES, F.; HIGUERA-CIAPARA, I.; YEPIZ-PLASCENCIA, G. M. Amino acids and lipids of the plasma HDL from the white shrimp *Penaeus vannamei* Boone. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v.118B, n.1, p.91-96, 1997.

SAMPAIO, G. R.; BASTOS, D. H. M.; SOARES, R. A. M.; QUEIROZ, Y. S.; TORRES, E. A. F. S. Fatty acids and cholesterol oxidation in salted and dried shrimp. **Food Chemistry**, v.95, p.344-351, 2006.

SERRÃO, L. H. C.; NUNES, M. L. Colesterol em alimentos “in natura” e processados. **Revista Tecnologia e Ciência**, v.7, n.1, p.49-60, 1997.

SHIAU, S. Nutrient requirements of penaeid shrimps. **Aquaculture**, v. 164, p.77-93, 1998.

SMITH, D. M.; TABRETT, S. J.; BARCLAY, M. C. Cholesterol requirement of subadult black tiger shrimp *Penaeus monodon* (Fabricius). **Aquaculture Research**, v.32, n.1, p.399-405, 2001.

SPSS. INC. 11.0 for Windows [Computer program]; LEAD Technologies **SPSS Inc.**, 2001.

SRIKET, P.; BENJAKUL, S.; VISESSANGUAN, W.; KIJROONGROJANA, K. Comparative studies on chemical composition and thermal properties of black tiger shrimp (*Penaeus monodon*) and white shrimp (*Penaeus vannamei*) meats. **Food Chemistry**, v.103, p.1199–1207, 2007.

SOCOL, M. C.; OETTERER, M. Seafood as functional food. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.46, n.3, p.443-454, 2003.

SUÁREZ-MAHECHA, H.; FRANCISCO, A. de; BEIRÃO, L. H.; BLOCK, J. M.; SACCOL, A.; PARDO-CARRASCO, S. 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, n.1, p.101-110, 2002.

TAHARA, D.; YANO, I. Maturation-related variations in prostaglandin and fatty acid content of ovary in the kuruma prawn (*Marsupenaeus japonicus*). **Comparative Biochemistry and Physiology Part A**, v.137, p.631–637, 2004.

TARLEY, C. R. T.; VISENTAINER, J. V.; MATSUSHITA, M.; SOUZA, N. E. de. Proximate composition, cholesterol and fatty acids profiles of canned sardines (*Sardinella brasiliensis*) in soybean oil and tomato sauce. **Food Chemistry**, v.88, p.1-6, 2004.

THATJE, S.; LOVRICH, G. A.; TORRES, G.; HAGEN, W.; ANGER, K. Changes in biomass, lipid, fatty acid and elemental composition during the abbreviated larval development of the subantarctic shrimp *Campylonotus vegans*. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v.301, p.159– 174, 2004.

THONGROD, S.; BOONYARATPALIN, M. Cholesterol and lecithin requirement of juvenile banana shrimp, *Penaeus merguensis*. **Aquaculture**, v.161, p.315-321, 1998.

WAINBERG, A. A.; ANDERS, C.; UGAYAMA, F. Sistema Primar de aquicultura orgânica. Disponível em: <http://www.ibd.com.br/artigos/primar.htm>. Acesso em: 06 abr. 2005.

WEHRTMANN, I.; GRAEVE, M. Lipid composition and utilization in developing eggs of two tropical marine caridean shrimps (Decapoda: Caridea: Alpheidae, Palaemonidae). **Comparative Biochemistry and Physiology Part B**, v.121, p.457–463, 1998.

WOUTERS, R.; MOLINA, C.; LAVENS, P.; CALDERON, J. Lipid composition and vitamin content of wild female *Litopenaeus vannamei* in different stages of sexual maturation. **Aquaculture**, v.198, p.307–323, 2001.

WYK, P. V. **Nutrition and feeding of *Litopenaeus vannamei* in intensive culture systems**, cap.7. Disponível em: www.hboi.edu/aqua/downloads/pdf/shrimpmanual_chapter7.pdf Acesso em: 5 abr. 2005.

YANAR, Y.; ÇELIK, M. Seasonal variations of fatty acid composition in wild marine shrimps (*Penaeus semisulcatus* De Haan, 1844 and *Metapenaeus monoceros* Fabricus, 1789) from the eastern Mediterranean Sea. **Food Science and Technology International**, v.11, n.5, p.391–395, 2005.

YEPIZ-PLASCENCIA, G.; VARGAS-ALBORES, F.; JIMENEZ-VEGA, F.; RUIZ-VERDUGO, L. M.; ROMO-FIGUEROA, G. Shrimp plasma HDL and b-glucan binding protein (BGBP): comparison of biochemical characteristics. **Comparative Biochemistry and Physiology Part B**, v.121, p.309–314, 1998.

YEPIZ-PLASCENCIA, G.; VARGAS-ALBORES, F.; HIGUERA-CIAPARA, I. Penaeid shrimp hemolymph lipoproteins. **Aquaculture**, v.191, p.177–189, 2000.

YEPIZ-PLASCENCIA, G.; JIMENEZ-VEJA, F.; ROMO-FIGUEROA, M. G.; SOTELO-MUNDO, R. R.; VARGAS-ALBORES, F. Molecular characterization of the bifunctional VHDL-CP from the hemolymph of white shrimp *Penaeus vannamei*. **Comparative Biochemistry and Physiology Part B**, v.132, p.585–592, 2002.

ZHOU, Q. C.; LI, C. C.; LIU, C. W.; CHI, S. Y.; YANG, Q. H. Effects of dietary lipid sources on growth and fatty acid composition of juvenile shrimp, *Litopenaeus vannamei*. **Aquaculture Nutrition**, v.13; p.222–229, 2007.

APÊNDICE

APÊNDICE A

Tabela 1A Nomenclatura dos ácidos graxos identificados no presente trabalho

Saturados
Ácido láurico/Ácido dodecanóico/ C12:0
Ácido isomirístico/Ácido 12-metil tridecanóico/ C12-Me-13:0
Ácido pentadecílico/Ácido pentadecanóico/C15:0
Ácido isopalmítico/Ácido 14-metil pentadecanóico/C14-Me-15:0
Ácido palmítico/Ácido hexadecanóico/C16:0
Ácido 13-metil pentadecanóico/C13-Me-16:0
Ácido anteisomargárico/Ácido 14-metil hexadecanóico/C14-Me-16:0
Ácido margárico/Ácido heptadecanóico/C17:0
Ácido esteárico/Ácido octadecanóico/ C18:0
Ácido araquídico/Ácido eicosanóico/C20:0
Monoinsaturados
Ácido palmitoléico/Ácido 9-hexadecenóico (Z) /C16:1 n-7
Ácido 7-metil 6-hexadecenóico/C7-Me-16:1 n-8
Ácido 7-hexadecenóico (Z)/C16:1 n-9
Ácido oléico/Ácido 9-octadecenóico (Z) /C18:1 n-9
Ácido 11-eicosenóico/C20:1 n-11
Poliinsaturados
Ácido hexadecadienóico/C16:2 n-7
Ácido linoléico/Ácido 9,12-octadecadienóico (Z,Z)/C18:2 n-6
Ácido 7,10-octadecadienóico/C18:2 n-7
Ácido 10,13-eicosadienóico/C20:2 n-10
Ácido γ -linolênico/Ácido 6,9,12-octadecatrienóico/C18:3 n-6
Ácido 10-nonadecenóico/C19:10
Ácido araquidônico/Ácido 5,8,11,14-eicosatetraenóico (<i>all-Z</i>) /C20:4 n-6
Ácido timnodônico ou ácido eicosapentaenóico/Ácido 5,8,11,14,17-eicosapentaenóico (<i>all-Z</i>)/C20:5 n-3
Ácido 8,11,14-docosatrienóico/C22:3 n-3
Ácido cervônico ou ácido docosaheptaenóico/Ácido 4,7,10,13,16,19-docosaheptaenóico (<i>all-Z</i>)/C22:6 n-3
Ácido 6,9,12,15-docosatetraenóico/C22:4 n-6
Ácido 15-metil 11-hexadecenóico/C16:1 n-5

APÊNDICE B

Teste de Normalidade - Kolmogorov-Smirnov - Amostras de Camarões

	N	Normal Parameters ^{a,b}		Most Extreme Differences			Kolmogorov Smirnov Z	Asymp. Sig. (2-tailed)
		Mean	Std. Deviation	Absolute	Positive	Negative		
Umidade (%)	36	72,2300	1,99041	,071	,071	-,056	,425	,994
Cinzas (%)	36	1,8639	,38184	,109	,109	-,089	,656	,783
Proteínas g/100g	36	24,5122	1,74506	,119	,119	-,067	,714	,689
Lipídios (%)	36	1,3947	,27419	,129	,077	-,129	,774	,588
Colesterol (mg/100g)	36	196,3372	74,49368	,210	,210	-,116	1,258	,084
Fosfolipídios (mg/100g)	36	3,4933	1,44233	,115	,115	-,096	,692	,725
Peso camarão inteiro (g)	36	7,1917	3,50997	,138	,138	-,124	,827	,500
Peso filé (g)	36	3,6028	1,85256	,140	,140	-,122	,839	,482
Rendimento (%)	36	48,9847	2,35548	,240	,122	-,240	1,441	,032
Rendittransforma do	36	5833474,9	1054591,05	,222	,104	-,222	1,333	,057

a. Test distribution is Normal.

b. Calculated from data.

Figura 1B Teste de Normalidade de Kolmogorov-Sminov

Case Processing Summary

	Cases					
	Included		Excluded		Total	
	N	Percent	N	Percent	N	Percent
Umidade (%) * Namostra	36	100,0%	0	,0%	36	100,0%
Cinzas (%) * Namostra	36	100,0%	0	,0%	36	100,0%
Proteínas g/100g * Namostra	36	100,0%	0	,0%	36	100,0%
Lipídios (%) * Namostra	36	100,0%	0	,0%	36	100,0%
Colesterol (mg/100g) * Namostra	36	100,0%	0	,0%	36	100,0%
Fosfolipídios (mg/100g) * Namostra	36	100,0%	0	,0%	36	100,0%
Peso camarão inteiro (g) * Namostra	36	100,0%	0	,0%	36	100,0%
Peso filé (g) * Namostra	36	100,0%	0	,0%	36	100,0%
Rendimento (%) * Namostra	36	100,0%	0	,0%	36	100,0%

Figura 2B Resumo dos casos processados

Médias e Desvios Padrões - Amostras de Camarões

Amostras		Umidade (%)	Cinzas (%)	Proteína s g/100g	Lipídio s (%)	Colesterol (mg/100g)	Fosfolipídios (mg/100g)	Peso camarão		Rendimento (%)
								inteiro (g)	Peso filé (g)	
co2r	Mean	71,62	2,70	24,33	1,35	193,41	6,52	2,21	,99	44,57
	Std. Deviation	,96	,06	,97	,30	9,41	,17	,06	,03	,16
co4r	Mean	74,19	1,82	22,49	1,50	309,15	3,09	3,98	1,84	46,27
	Std. Deviation	,66	,12	,57	,43	5,08	,03	,02	,02	,67
co6r	Mean	72,26	2,25	23,87	1,62	151,09	2,17	6,36	3,14	48,47
	Std. Deviation	1,39	,06	,20	,29	7,06	,00	,22	,07	2,30
co8r	Mean	72,49	2,10	24,19	1,22	122,85	3,68	8,35	4,23	50,06
	Std. Deviation	1,83	,12	,53	,26	19,11	,00	,19	,14	1,11
co10r	Mean	73,71	1,82	22,92	1,55	175,86	3,47	10,30	5,21	50,67
	Std. Deviation	1,04	,16	,37	,09	18,23	,00	,14	,10	,05
co12r	Mean	72,32	2,00	24,11	1,57	232,92	2,43	12,17	6,21	51,03
	Std. Deviation	1,59	,01	,85	,07	4,35	,02	,15	,17	,70
cv2r	Mean	69,88	2,02	26,68	1,42	148,05	5,05	2,15	,99	46,13
	Std. Deviation	1,23	,03	,52	,04	,51	,12	,04	,02	1,60
cv4r	Mean	70,22	1,77	26,85	1,16	375,87	1,09	4,06	1,94	47,78
	Std. Deviation	1,76	,17	2,56	,42	16,46	,00	,14	,10	,21
cv6r	Mean	72,84	1,33	24,48	1,35	177,07	4,80	6,09	3,05	49,99
	Std. Deviation	2,03	,19	,35	,33	3,52	,96	,05	,02	,17
cv8r	Mean	70,58	1,54	26,35	1,53	153,93	3,21	8,21	4,14	50,42
	Std. Deviation	1,21	,19	,15	,17	8,39	,12	,12	,07	,07
cv10r	Mean	71,82	1,51	25,54	1,13	189,85	2,42	10,18	5,20	51,00
	Std. Deviation	1,52	,09	,21	,23	12,92	,04	,22	,11	,33
cv12r	Mean	74,83	1,52	22,32	1,33	126,00	3,99	12,24	6,30	51,41
	Std. Deviation	2,75	,05	1,94	,26	14,65	,00	,14	,15	,20
Total	Mean	72,23	1,86	24,51	1,39	196,34	3,49	7,19	3,60	48,98
	Std. Deviation	1,99	,38	1,75	,27	74,49	1,44	3,51	1,85	2,36

Figura 3B Médias e desvios padrões – teste de Duncan

Peso de Camarão Inteiro (g) - Teste de Duncan

Duncan ^a	Namostra	N	Subset for alpha = .05							
			1	2	3	4	5	6	7	
	cv2r	3	2,1467							
	co2r	3	2,2133							
	co4r	3		3,9767						
	cv4r	3		4,0600						
	cv6r	3			6,0867					
	co6r	3				6,3600				
	cv8r	3					8,2133			
	co8r	3					8,3467			
	cv10r	3						10,1833		
	co10r	3						10,3033		
	co12r	3							12,1667	
	cv12r	3							12,2433	
Sig.			,569	,477	1,000	1,000	,259	,309	,513	

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

^a Uses Harmonic Mean Sample Size = 3,000.

Figura 4B Pesos dos camarões inteiros - teste de Duncan

Peso filé (g) - Amostras de Camarões - Teste Duncan

Duncan ^a		Subset for alpha = .05					
Namostra	N	1	2	3	4	5	6
co2r	3	,9867					
cv2r	3	,9900					
co4r	3		1,8400				
cv4r	3		1,9367				
cv6r	3			3,0467			
co6r	3			3,1433			
cv8r	3				4,1433		
co8r	3				4,2267		
cv10r	3					5,1967	
co10r	3					5,2133	
co12r	3						6,2133
cv12r	3						6,2967
Sig.		,967	,241	,241	,310	,838	,310

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3,000.

Figura 5B Pesos dos filés - teste de Duncan

Rendimento transformado - Amostras de Camarões - Teste Duncan

Duncan ^a		Subset for alpha = .05				
Namostra	N	1	2	3	4	5
co2r	3	3947507,94				
cv2r	3	4549789,61	4549789,61			
co4r	3	4587321,43	4587321,43			
cv4r	3		5213600,53	5213600,53		
co6r	3			5569676,26	5569676,26	
cv6r	3				6246939,61	6246939,61
co8r	3					6290618,17
cv8r	3					6464413,09
co10r	3					6593549,48
cv10r	3					6768069,09
co12r	3					6786237,29
cv12r	3					6983976,60
Sig.		,077	,067	,291	,051	,061

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3,000.

Figura 6B Rendimento transformado - teste de Duncan

Umidade (%) - Amostras de Camarões - Teste Duncan

Duncan ^a		Subset for alpha = .05		
Namostra	N	1	2	3
cv2r	3	69,8800		
cv4r	3	70,2200		
cv8r	3	70,5800		
co2r	3	71,6200	71,6200	
cv10r	3	71,8200	71,8200	71,8200
co6r	3	72,2600	72,2600	72,2600
co12r	3	72,3200	72,3200	72,3200
co8r	3	72,4900	72,4900	72,4900
cv6r	3	72,8400	72,8400	72,8400
co10r	3		73,7100	73,7100
co4r	3		74,1900	74,1900
cv12r	3			74,8300
Sig.		,060	,098	,054

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3,000.

Figura 7B Umidade - teste de Duncan

Cinzas (%) - Amostras de Camarões - Teste Duncan

Duncan ^a		Subset for alpha = .05					
Namostra	N	1	2	3	4	5	6
cv6r	3	1,3267					
cv10r	3	1,5133					
cv12r	3	1,5167					
cv8r	3	1,5433					
cv4r	3		1,7667				
co10r	3		1,8167	1,8167			
co4r	3		1,8200	1,8200			
co12r	3			2,0033	2,0033		
cv2r	3			2,0167	2,0167		
co8r	3				2,1000	2,1000	
co6r	3					2,2467	
co2r	3						2,6967
Sig.		,051	,611	,071	,359	,145	1,000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3,000.

Figura 8B Cinzas - teste de Duncan

Proteínas g/100g - - Amostras de Camarões - Teste Duncan

Duncan ^a		Subset for alpha = .05			
Namostra	N	1	2	3	4
cv12r	3	22,3200			
co4r	3	22,4933	22,4933		
co10r	3	22,9233	22,9233		
co6r	3	23,8700	23,8700	23,8700	
co12r	3	24,1067	24,1067	24,1067	
co8r	3	24,1933	24,1933	24,1933	
co2r	3		24,3333	24,3333	
cv6r	3		24,4833	24,4833	
cv10r	3			25,5433	25,5433
cv8r	3				26,3533
cv2r	3				26,6800
cv4r	3				26,8467
Sig.		,064	,052	,096	,176

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3,000.

Figura 9B Proteínas - teste de Duncan

Lipídios (%) - - Amostras de Camarões - Teste Duncan

Duncan ^a		Subset for alpha = .05
Namostra	N	1
cv10r	3	1,1300
cv4r	3	1,1600
co8r	3	1,2233
cv12r	3	1,3300
co2r	3	1,3500
cv6r	3	1,3500
cv2r	3	1,4200
co4r	3	1,4967
cv8r	3	1,5300
co10r	3	1,5533
co12r	3	1,5700
co6r	3	1,6233
Sig.		,067

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3,000.

Figura 10B Lipídios totais - teste de Duncan

Colesterol (mg/100g) - - Amostras de Camarões - Teste Duncan

Duncan ^a		Subset for alpha = .05					
Namostra	N	1	2	3	4	5	6
co8r	3	122,8500					
cv12r	3	126,0000					
cv2r	3		148,0467				
co6r	3		151,0900				
cv8r	3		153,9300				
co10r	3			175,8600			
cv6r	3			177,0700			
cv10r	3			189,8500			
co2r	3			193,4067			
co12r	3				232,9200		
co4r	3					309,1500	
cv4r	3						375,8733
Sig.		,742	,564	,102	1,000	1,000	1,000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3,000.

Figura 11B Colesterol - teste de Duncan

Fosfolipídios (mg/100g) - Amostras de Camarões - Teste Duncan

Duncan ^a		Subset for alpha = .05						
Namostra	N	1	2	3	4	5	6	7
cv4r	3	1,0900						
co6r	3		2,1700					
cv10r	3		2,4200					
co12r	3		2,4267					
co4r	3			3,0933				
cv8r	3			3,2133	3,2133			
co10r	3			3,4700	3,4700			
co8r	3				3,6800	3,6800		
cv12r	3					3,9900		
cv6r	3						4,7967	
cv2r	3						5,0500	
co2r	3							6,5200
Sig.		1,000	,308	,138	,069	,195	,287	1,000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3,000.

Figura 12B Fosfolipídios - teste de Duncan

	Sistema.Cultivo	N	Mean	Std. Deviation	Std. Error Mean
Umidade	Orgânico	18	72,7650	1,42883	,33678
	Convencional	18	71,6950	2,34709	,55321
Cinzas	Orgânico	18	2,1139	,32107	,07568
	Convencional	18	1,6139	,25445	,05997
Proteínasg100g	Orgânico	18	23,6533	,89211	,21027
	Convencional	18	25,3711	1,97778	,46617
Lipídios	Orgânico	18	1,4694	,26649	,06281
	Convencional	18	1,3200	,26822	,06322
Colesterolmg100g	Orgânico	18	197,5461	63,03904	14,85844
	Convencional	18	195,1283	86,30198	20,34157
Fosfolípidiosmg100g	Orgânico	18	3,5600	1,46964	,34640
	Convencional	18	3,4267	1,45388	,34268
Pesocamarãoiteirog	Orgânico	18	7,2278	3,55608	,83818
	Convencional	18	7,1556	3,56595	,84050
Pesofilég	Orgânico	18	3,6039	1,87888	,44286
	Convencional	18	3,6017	1,88033	,44320
Rendimento	Orgânico	18	48,5128	2,62082	,61773
	Convencional	18	49,4567	2,02054	,47624

Figura 13B Médias e desvios padrões – teste *t* de student

		F		Sig.		t		df		Sig. (2-tailed)		Mean Difference		Std. Error Difference		% Confidence Interval of the Difference	
Umidade	Equal variances assumed	2,640	,113	1,652	34	,108	1,07000	,64766	-2,4621	2,38621							
	Equal variances not assumed			1,652	28,079	,110	1,07000	,64766	-2,5651	2,39651							
Cinzas	Equal variances assumed	,975	,330	5,178	34	,000	,50000	,09656	,30377	,69623							
	Equal variances not assumed			5,178	32,313	,000	,50000	,09656	,30339	,69661							
Proteínasg100g	Equal variances assumed	6,159	,018	-3,359	34	,002	-1,71778	,51140	-2,75706	-,67850							
	Equal variances not assumed			-3,359	23,643	,003	-1,71778	,51140	-2,77409	-,66146							
Lipídios	Equal variances assumed	,029	,865	1,677	34	,103	,14944	,08912	-,03167	,33056							
	Equal variances not assumed			1,677	33,999	,103	,14944	,08912	-,03167	,33056							
Colesterolmg100g	Equal variances assumed	,482	,492	,096	34	,924	2,41778	25,19033	-48,77514	53,61069							
	Equal variances not assumed			,096	31,121	,924	2,41778	25,19033	-48,95016	53,78571							
Fosfolípidiosmg100g	Equal variances assumed	,272	,605	,274	34	,786	,13333	,48726	-,85690	1,12356							
	Equal variances not assumed			,274	33,996	,786	,13333	,48726	-,85690	1,12357							
Pesocamarãoiteirog	Equal variances assumed	,001	,981	,061	34	,952	,07222	1,18701	-2,34007	2,48451							
	Equal variances not assumed			,061	34,000	,952	,07222	1,18701	-2,34007	2,48451							
Pesofilég	Equal variances assumed	,000	,991	,004	34	,997	,00222	,62654	-1,27105	1,27550							
	Equal variances not assumed			,004	34,000	,997	,00222	,62654	-1,27105	1,27550							
Rendimento	Equal variances assumed	3,194	,083	-1,169	34	,251	18646,32615	19709,278	19341,09	12048,434							
	Equal variances not assumed			-1,169	32,363	,251	18646,32615	19709,278	20667,70	13375,046							

Figura 14B Teste *t* de Student

Livros Grátis

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

Milhares de Livros para Download:

[Baixar livros de Administração](#)

[Baixar livros de Agronomia](#)

[Baixar livros de Arquitetura](#)

[Baixar livros de Artes](#)

[Baixar livros de Astronomia](#)

[Baixar livros de Biologia Geral](#)

[Baixar livros de Ciência da Computação](#)

[Baixar livros de Ciência da Informação](#)

[Baixar livros de Ciência Política](#)

[Baixar livros de Ciências da Saúde](#)

[Baixar livros de Comunicação](#)

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

[Baixar livros de Defesa civil](#)

[Baixar livros de Direito](#)

[Baixar livros de Direitos humanos](#)

[Baixar livros de Economia](#)

[Baixar livros de Economia Doméstica](#)

[Baixar livros de Educação](#)

[Baixar livros de Educação - Trânsito](#)

[Baixar livros de Educação Física](#)

[Baixar livros de Engenharia Aeroespacial](#)

[Baixar livros de Farmácia](#)

[Baixar livros de Filosofia](#)

[Baixar livros de Física](#)

[Baixar livros de Geociências](#)

[Baixar livros de Geografia](#)

[Baixar livros de História](#)

[Baixar livros de Línguas](#)

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