

O EFEITO DOS POLISSACARÍDEOS SULFATADOS DA ALGA MARINHA VERMELHA *Botryocladia occidentalis* (RHODOPHYTA, RHODIMENNALES) NA SOBREVIVÊNCIA DE PÓS-LARVAS DO CAMARÃO *Litopenaeus vannamei*, ADAPTADAS EM ÁGUAS OLIGOHALINAS.

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO SUBMETIDA À COORDENAÇÃO DO PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA DE PESCA DA UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ, COMO REQUISITO PARCIAL PARA A OBTENÇÃO DO GRAU DE MESTRE EM ENGENHARIA DE PESCA.

FRANCISCO ELDER CAVALCANTE BARROSO

FORTALEZA – CEARÁ – BRASIL
JULHO/2005

Livros Grátis

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

Milhares de livros grátis para download.

Esta dissertação foi submetida à Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Pesca como parte dos requisitos necessários à obtenção do grau de Mestre em Engenharia de Pesca, outorgado pela Universidade Federal do Ceará da referida Universidade.

A transcrição de qualquer trecho desta dissertação é permitida, desde que seja feita de acordo com as normas da ética científica.

Francisco Elder Cavalcante Barroso

DISSERTAÇÃO APROVADA EM: ___/___/2005

Prof. Dr. Wladimir R. L. Farias
Orientador da Dissertação
Presidente

Prof. Dr. Dárlcio Inácio Alves Teixeira
Conselheiro

Prof. Dr. José Wilson Calíope de Freitas
Conselheiro

DEDICO

À Deus;

A minha esposa Silvia;

As minhas filhas Sarah e Raquel;

Meu pai, Dudu Barroso (IN *MEMORIAM*);

AGRADECIMENTOS

Ao professor doutor Wladimir Ronald Lobo Farias pela sua paciência, boa vontade, disposição e capacidade profissional exemplar.

Ao professor doutor Antônio Amaury Oriá Fernandes Presidente do Instituto CENTEC que me possibilitou à aquisição do título de mestre.

A Maria Lúcia Lima da Rocha, Diretora de Recursos Humanos do Instituto Centec pelo seu carisma e cordialidade.

Ao meu sogro e amigo José Távora Pinheiro, proprietário da Campo Novo – Camarões do Jaguaribe que cedeu as pós – larvas de *L.vannamei* e o espaço para conclusão do experimento.

Aos professores do Curso de Mestrado em Engenharia de Pesca.

A minha mãe Maria Aparecida Cavalcante Bastos, que sempre acreditou e torceu por mim.

Aos meus irmãos que sempre me incentivaram e apoiaram nas decisões tomadas ao longo da vida.

A minha sogra Célia Mesquita Pinheiro um exemplo de mãe, esposa e avó.

Aos Engenheiros de Pesca José Arimatéia Rodrigues Dos Santos e Henrique Jorge Rebouças e ao técnico Agrícola Francisco Cezar Pinheiro pela contribuição dada na coleta dos dados do experimento.

Ao Engenheiro de Pesca José Ariévil Gurgel Rodrigues pela extração do polissacarídeo sulfatado utilizado neste trabalho.

Ao Coordenador do CVT de Jaguaribe Hélio Sá Pereira Barreira pela compreensão e companheirismo durante todos estes anos.

Ao Engenheiro de Pesca e colega do Mestrado Joeliton Dos Santos Bezerra, sinônimo de amizade e dedicação.

Em especial ao Deputado Ariosto Holanda pelos serviços prestados a Ciência e Tecnologia do Estado do Ceará.

RESUMO

O presente trabalho teve como objetivo avaliar a sobrevivência e o crescimento em peso de pós-larvas do camarão, *Litopenaeus vannamei*, submetidas a banhos de imersão em diferentes soluções contendo polissacarídeos sulfatados extraídos da alga marinha vermelha *Botryocladia occidentalis*. As pós-larvas (pl20) foram estocadas, aleatoriamente, em 16 (dezesesseis) caixas contendo 20 L de água, na densidade de 20 pl(s)/L. As doses testadas foram administradas em 4(quatro) tratamentos, com 4 (quatro) repetições. Os tratamentos A, B e C continham, respectivamente, 0,5; 1,0 ; e 1,5 µg de polissacarídeos sulfatados por litro de água, sendo o tratamento D o controle, sem polissacarídeos. O experimento teve duração de 8 (oito) dias e, durante esse período, foram realizados 3 (três) banhos de imersão, com intervalos de repouso de 24h entre cada banho. A duração de cada banho foi de 6 (seis) horas e, nessa ocasião, os camarões não foram alimentados. As médias dos pesos médios finais e dos ganhos de peso médio para os tratamentos A, B, C e D não apresentaram diferenças significativas ao nível de 5% ($\alpha=0,05$). As sobrevivências médias das pós-larvas para os tratamentos A,B,C e D foram de $30,63 \pm 5,56$; $36,10 \pm 5,71$; $26,20 \pm 4,00$ e $23,50 \pm 5,59$ mg respectivamente, não ocorrendo diferenças significativas entre os tratamentos A e B, A e C, A e D, e C e D. Por outro lado, as sobrevivências dos tratamentos B e C e B e D apresentaram diferenças significativas ao nível de 5% ($\alpha=0,05$). Estes resultados sugerem a existência de uma dose ótima, tratamento B (1,0 µg/L), de polissacarídeos sulfatados para se obter um melhor efeito na sobrevivência dos camarões *Litopenaeus vannamei*. Dessa forma, os polissacarídeos sulfatados, extraídos da alga marinha vermelha *Botryocladia occidentalis*, aumentaram a resistência dos animais durante o estresse provocado pelos banhos de imersão.

ABSTRACT

The aim of this work was to evaluate the effect of immersion baths with different solutions of sulfated polysaccharides extracted from the marine red alga *Botryocladia occidentalis* on *Litopenaeus vannamei* shrimp post-larvae survival rate and weight growth. Shrimp post-larvae were randomly placed in sixteen twenty liters capacity water boxes in a density of 20 post-larvae/L. The tested doses were administered in four treatments with four repetitions. Treatments A, B and C with 0.5, 1.0 and 1.5 μg sulfated polysaccharides per liter water, respectively and the control (treatment D) without polysaccharides. The experiment had a duration of eight days and within this period three immersion baths were done with a 24 hours rest interval between the baths. The immersion baths had a duration of six hours and shrimp was not fed during the baths period. Treatments A, B, C and D means final means weight and means weight gains were not significantly different at a 5 % level ($\alpha=0,05$). Treatments A, B, C and D post-larvae survival means were 30.63 ± 5.56 ; 36.10 ± 5.71 ; 26.20 ± 4.00 e 23.50 ± 5.59 mg, respectively without significant differences between A and B, A and C, A and D and C and D treatments. However, treatments B and C and B and D showed significant differences at a 5 % level ($\alpha=0,05$). These results suggest that there exists an optimal dose, treatment B (1.0 $\mu\text{g/L}$), of sulfated polysaccharides to obtain a better effect on *L. vannamei* shrimp survival rates. Thus, the sulfated polysaccharides extracted from the marine red alga *B. occidentalis* enhanced animal resistance during stress promoted by immersion baths.

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 – Ciclo de vida dos camarões Peneideos.....	15
FIGURA 2 – Representação esquemática de um camarão carídeo (A) e de um peneídeo (B).....	16
FIGURA 3 – O camarão marinho <i>Litopenaeus vannamei</i>	19
FIGURA 4 – Interação entre patógeno, hospedeiro e ambiente, mostrando como minimizar o risco de doenças.....	25
FIGURA 5 – Níveis de patogenicidade na aqüicultura.....	28
FIGURA 6 – Esquema de extração do polissacarídeo.....	45
FIGURA 7 – Médias dos pesos finais da PL(s) do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> , nos três tratamentos (A, B e C) e controle (D). Letras iguais entre as barras indicam ausência de diferença significativa ao nível de 5%.....	51
FIGURA 8 – Ganho médio de peso (mg) das PL(s) do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> , nos três tratamentos (A, B e C) e controle (D). Letras iguais entre as barras indicam ausência de diferença significativa ao nível de 5%.....	53
FIGURA 9 – Sobrevivência média (transformação angular) das PL(s) do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> , nos três tratamentos (A, B e C) e controle (D). Letras diferentes entre as barras indicam diferença significativa ao nível de 5%.....	56

LISTA DE QUADROS

QUADRO 1 – Identificação taxonômica do Camarão Branco do Pacífico.....	20
QUADRO 2 – Imunoestimulantes usados em peixes e camarões.....	38

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 – Principais países produtores de camarão nos anos de 2002 e 2003.....	17
TABELA 2 – Principais resultados da carcinicultura brasileira nos anos de 2004, 2003 e 2002.....	20
TABELA 3 – Prejuízos estimados da indústria de cultivo de camarões marinhos causados por enfermidades virais desde sua primeira detecção.....	26
TABELA 4 – Resumo dos quatro tratamentos utilizados na imersão das pós-larvas de <i>Litopenaeus vannamei</i>	47
TABELA 5 – Cronograma de administração dos polissacarídeos sulfatados em banhos de imersão.....	48
TABELA 6 – Composição da ração utilizada no experimento.....	48
TABELA 7 – Pesos médios (mg) finais das pós-larvas (pl28) de <i>Litopenaeus vannamei</i> nos quatro tratamentos e suas respectivas repetições.....	49
TABELA 8 – Médias dos pesos médios finais (mg) das pós-larvas (pl28) do camarão, <i>Litopenaeus vannamei</i> , para cada tratamento.....	50
TABELA 9 – Ganhos de peso médios (mg) das pós-larvas do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> nos quatro tratamentos e suas respectivas repetições.....	52
TABELA 10 – Médias dos ganhos de peso médios (mg) das pós-larvas de camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> , para cada tratamento.....	53
TABELA 11 – Sobrevivência final (% e transformação angular) das pós-larvas (pl28) do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> nos quatro tratamentos e suas respectivas repetições.....	54
TABELA 12 – Sobrevivência média das pós-larvas de camarão, <i>Litopenaeus vannamei</i> , nos quatro tratamentos.....	55
TABELA 13 – Transformação angular dos valores da sobrevivência média das pós-larvas do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> , nos quatro	56

tratamentos.....

TABELA 14 – Valores dos parâmetros físicos-químicos das PL(s) do camarão,

Litopenaeus vannamei, durante o experimento..... 57

LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS

ABCC – Associação Brasileira dos Criadores de Camarão

IHHNV – Infecção viral na Hipoderme e Necrose do Tecido Hematopoético

INMV – Vírus da Mionecrose Infecciosa

NHP – Hepatopancreatite Necrosante

NIM – Necrose Idiopática Muscular

PS – Polissacarídeos Sulfatados

RDS – Runt Deformity Syndrome

TSV – Vírus da Síndrome de Taura

UPS – Unidades Práticas de Salinidade

WSSV – Vírus da Síndrome da Mancha Branca

SUMÁRIO

RESUMO.....	v
ABSTRACT.....	vi
LISTA DE FIGURAS.....	vii
LISTA DE QUADROS.....	viii
LISTA DE TABELAS.....	ix
LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS.....	xi
1 INTRODUÇÃO.....	14
1.1 A carcinicultura no mundo e no Brasil.....	14
1.2 O ambiente de cultivo.....	23
1.3 Principais doenças presentes na carcinicultura.....	28
1.3.1 Infecção Viral na Hipoderme e Necrose do tecido Hematopoético (IHHNV).....	28
1.3.2 Vírus da Síndrome de Taura (TSV).....	29
1.3.3 Vírus da Síndrome da Mancha Branca (WSSV).....	30
1.3.4 Hepatopancreatite Necrosante (NHP).....	31
1.3.5 Vibrioses.....	32
1.3.6 Vírus da Mionecrose Infeciosa (INMV)	33
1.4 Imunoestimulação.....	34
2 OBJETIVO.....	44
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	44
3.1 Localização.....	44
3.2 Algas Marinhas.....	44
3.3 Extração dos polissacarídeos sulfatados.....	45
3.4 Obtenção dos camarões.....	46
3.5 Delineamento experimental.....	46
3.6 Análises estatísticas.....	48
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	49
4.1 Crescimento em peso.....	49
4.2 Ganho de peso.....	51
4.3 Sobrevivência.....	54
4.4 Parâmetros Físico-Químicos.....	57
5 CONCLUSÕES.....	63
6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	64

O EFEITO DOS POLISSACARÍDEOS SULFATADOS DA ALGA MARINHA VERMELHA *Botryocladia occidentalis* RHODOPHYTA, RHODIMENNIALES) NA SOBREVIVÊNCIA DE PÓS-LARVAS DO CAMARÃO *Litopennaeus vannamei*, ADAPTADAS EM ÁGUAS OLIGOHALINAS.

1 INTRODUÇÃO

1.1 A carcinicultura no mundo e no Brasil

O cultivo de camarão marinho teve sua origem no Mediterrâneo e, no século 15 DC, na Indonésia. A era moderna da atividade nasceu nos anos 30 quando, no Japão, o Dr. Motosaku Fujinaga conseguiu a desova do camarão *Marsupanaeus japonicus* em condições controladas. Este fato desencadeou o desenvolvimento da tecnologia de reprodução de camarões em cativeiro. Nos anos 70, houve uma ampla propagação das técnicas industriais de engorda em países de regiões tropicais e subtropicais. A partir de então, a carcinicultura marinha começou a ganhar uma posição de destaque no cenário internacional. Nos anos 80, com a crescente demanda e o valor econômico em ascensão, a produção de camarões em cativeiro evoluiu rapidamente. Hoje, a carcinicultura marinha é praticada em mais de 50 países, com uma produção atual representando quase a metade da produção obtida através da pesca (NUNES, 2001).

Os camarões marinhos se reproduzem, normalmente, em alto-mar. Durante a fase reprodutiva, as fêmeas desovam sucessivamente, produzindo um número considerável de ovos, que pode variar de 100.000 a 500.000 por desova, dependendo da espécie e do tamanho da fêmea. Com a eclosão dos ovos nascem os náuplios, possuindo cinco subestágios (N1 a N5), fase que dura 36h e na qual

eles não se alimentam. Em seguida, vem à fase de protozoéia, com três subestágios (Z1 a Z3) com alimentação fundamentalmente a base de fitoplâncton. Ao término deste estágio, as larvas mudam o hábito alimentar tornando-se mais carnívoras, sendo que este estágio tem duração de aproximadamente quatro dias. Após o estágio de protozoéia, vem o estágio de misis com três subestágios (M1 a M3), passando o zooplâncton a ser o principal alimento e o fitoplâncton consumido em menor quantidade. O estágio de misis tem uma duração de três dias. A metamorfose se completa na passagem do subestágio misis III para pós-larva I, em que os animais já possuem todas as características básicas de um camarão adulto e procuram o ambiente estuarino, de menor salinidade e de maior abundância de alimento, para garantir o crescimento. Os animais passam aproximadamente quatro meses no ambiente estuarino e voltam para o mar ainda imaturos sexualmente. A maturidade sexual se completa no 6° mês, quando os animais estão prontos para a cópula e completam seu ciclo de vida (Figura 1) (VINATEA, 2004).

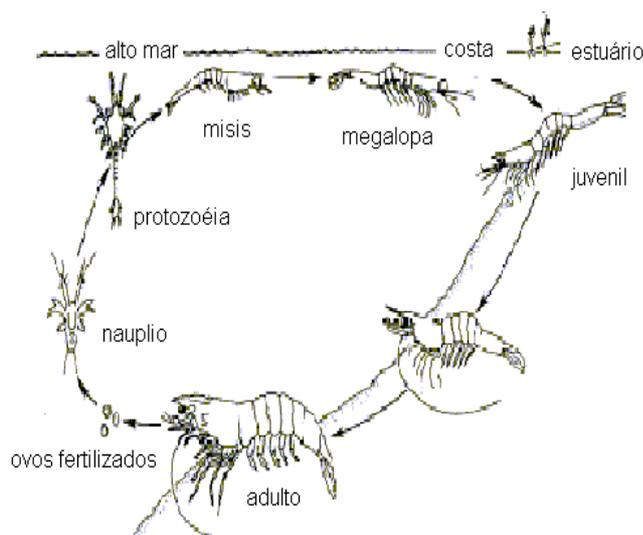


Figura 1- Ciclo de vida dos camarões peneídeos. Fonte: Braak (2002).

É relativamente comum haver uma confusão no momento de se identificar camarões marinhos e de água doce. Camarões de água doce estão agrupados em

uma subordem diferente dos marinhos (Pleocyemata). Os camarões de água doce de importância comercial costumam pertencer à infra-ordem Carídea, destacando-se os camarões do gênero *Macrobrachium* (*Macrobrachium rosenbergii* - gigante da malásia e *Macrobrachium acanthurus* - pitu).

A diferenciação de um camarão peneídeo para um carídeo é bastante fácil. Nos peneídeos (Figura 2, B), a placa do primeiro segmento abdominal recobre a segunda, que recobre a terceira. Nos carídeos (Figura 2, A), a segunda placa recobre a primeira e a terceira (BARBIERI; OSTRENSKY, 2004a).

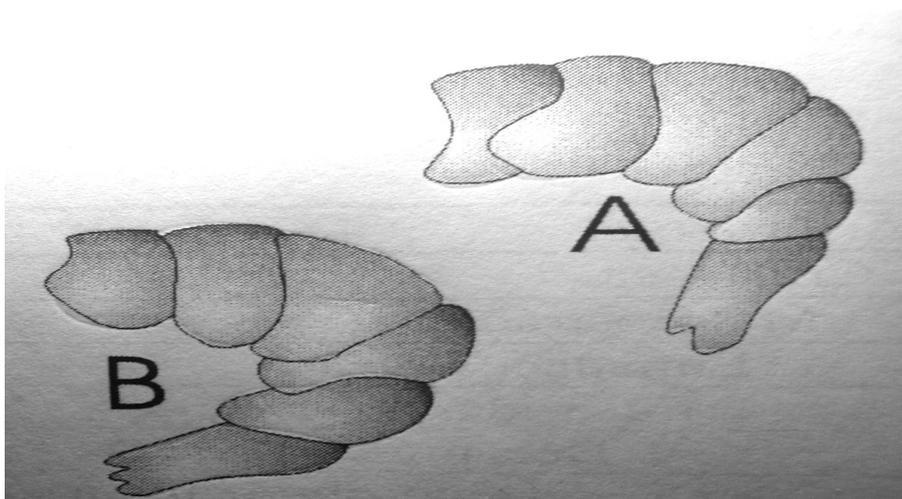


Figura 2 – Representação esquemática de um camarão carídeo (A) e de um peneídeo (B)¹. Fonte: Barbieri; Ostrensky (2001).

Segundo a FAO (2003), dentre os crustáceos cultivados no mundo, o camarão marinho, em 2001, deteve o domínio absoluto com 64% (1,2 milhões de toneladas) da produção. Em uma escala bem menor, estão os crustáceos de água doce (principalmente lagostins e camarões), com 25,9% (514,4 mil toneladas) e os caranguejos que representaram 8,3% (164,2 mil toneladas) da produção total de crustáceos cultivados.

¹ Ver detalhes no texto.

No ano de 2003, a produção mundial de camarão cultivado atingiu 1.630.000 toneladas, perfazendo um total de 35,21% do volume produzido que foi de 4.630.000 toneladas, indicando que o total extraído dos mares (64,79%) continua representando a maior parte da oferta mundial. Os países orientais (China, Tailândia, Vietnã, Indonésia, Índia, Bangladesh e Malásia) são os responsáveis pela maior parcela da produção mundial do camarão oriundo da aquicultura (Tabela 1) com 1.359.000 toneladas (83,37%) em 2003. Já os países ocidentais produziram em 2003, cerca de 271.000 toneladas (16,63%), consolidando o Brasil como o maior produtor do hemisfério ocidental, superando países tradicionais como o México e o Equador (ROCHA; RODRIGUES, 2004a).

Tabela 1 - Principais países produtores de camarão nos anos de 2002 e 2003.

Principais países produtores	Produção(t)	
	2002	2003
China	337.000	370.000
Tailândia	250.000	280.000
Vietnã	195.000	220.000
Indonésia	164.000	168.000
Índia	145.000	160.000
Brasil	60.128	90.190
Equador	64.875	81.000
Bangladesh	63.164	60.000
México	28.250	38.000
Malásia	20.000	21.000
Outros	127.829	141.810
Total	1.455.246	1.630.000

Fonte: ABCC (2003).

O processo de aprimoramento da tecnologia do cultivo em nível mundial é dinâmico. As técnicas de reprodução e produção de pós-larvas, passo inicial do processo produtivo, de industrialização de alimentos concentrados e de manejo estão em plena evolução e vêm contribuindo para a obtenção de níveis de produtividade cada vez mais elevados.

O rápido desenvolvimento da atividade comercial em importantes áreas tropicais do mundo vem sendo, entretanto, acompanhado de crescentes preocupações com a sustentabilidade ambiental. Como uma atividade econômica que usa recursos naturais para aumentar a oferta de alimentos, tal como ocorre com as atividades agropecuárias em geral, o cultivo do camarão pode ser desenvolvido com um mínimo de impacto ambiental, desde que sejam observados critérios técnicos na implantação e manejo de suas unidades produtivas. Daí a necessidade de um marco de referência para que a atividade seja conduzida com o enfoque de convivência com o meio ambiente, o que é perfeitamente possível, mas que demanda ações tanto do setor governamental em relação à regulamentação ambiental do cultivo, quanto do setor privado no que concerne à adoção de códigos de conduta que preconizam práticas ambientalmente responsáveis (ROCHA; RODRIGUES, 2004b).

O *Litopennaeus vannamei*, também conhecido como camarão branco do Pacífico, é uma espécie exótica ao litoral brasileiro. Sua distribuição natural vai desde as águas do oceano Pacífico na província de Sonora, México, até o sul de Tumbes no Peru (NUNES, 2001).

A distribuição do *L. vannamei* no Brasil se deu na década de 80, mas somente na década de 90 seu cultivo se desenvolveu mais rapidamente. O *L. vannamei* está entre as cinco espécies de camarões mais cultivadas no mundo (NUNES, 2001) e sua utilização em cultivos comerciais foi realmente um fator revolucionário para a carcinicultura brasileira (BOSCARDIN; BARBIERI; OSTRENSKY, 2003).

O *L. vannamei* é, atualmente, a única espécie de camarão marinho cultivada comercialmente no Brasil (Figura 3). Isto se deve à sua boa adaptação, rusticidade e ao seu rápido crescimento em todas as fases do processo produtivo. As pós-larvas

do camarão *L. vannamei* são hoje produzidas em larga escala no País e, durante a engorda, aceitam facilmente rações peletizadas, tolerando uma ampla variação na salinidade da água, de 0,5 até 65 ups (unidades práticas de salinidade = ‰). Este peneídeo, em função de sua típica coloração, apresenta uma alta aceitação nos mercados internacionais (NUNES, 2004).



Figura 3 - O camarão marinho *Litopenaeus vannamei*. Fonte: Nunes (2004).

QUADRO 1 - Identificação taxonômica do Camarão Branco do Pacífico.

Filo	Arthropoda
Sub-filo	Crustácea
Classe	Malacostraca
Subclasse	Eumalacostraca
Superordem	Eucarida
Ordem	Decapoda
Subordem	Dendrobranchiata
Superfamília	Penaeoidea
Família	Penaeidae
Gênero	Litopenaeus
Espécie	<i>Litopenaeus vannamei</i>

Fonte: Barbieri; Ostrensky (2001).

Em 2003, o Brasil assumiu a liderança mundial em produtividade, alcançando 6.084kg/ha/ano (Tabela 2). As 90.190 toneladas de camarão produzidas em 2003 foram responsáveis por um crescimento de 50% em comparação ao ano anterior

(Tabela 1), e consolidam a posição do Brasil como líder no hemisfério ocidental e como sexto maior produtor do mundo (ROCHA; RODRIGUES, 2004a).

Tabela 2 – Principais resultados da carcinicultura brasileira nos anos de 2004, 2003 e 2002.

Variáveis Levantadas / Ano	2002	2003	2004
Nº de Produtores	680	905	997
Área (ha)	11.016	14.824	16.598
Produção (ton)	60.128	90.190	75.904
Produtividade (Kg/ha/ano)	5.458	6.084	4.573

Fonte: ABCC (2005).

O nordeste brasileiro consolidou sua posição de maior produtor com 96,5% (58.010 t.) da produção do País, sendo os estados do Rio Grande do Norte e Ceará os principais produtores. Em 2003, o Rio Grande do Norte exportou 18,7 mil toneladas, gerando uma receita de US\$ 71 milhões. Para o estado do Ceará estes números foram de 20,1 mil toneladas e US\$ 80,9 milhões, respectivamente (ABCC, 2004). Os centros de processamento de camarão estão geograficamente bem distribuídos na região nordeste atendendo, em termos gerais, a produção de cada estado. As maiores capacidades de processamento e congelamento estão no estado do Ceará (130 t/dia) e Rio Grande do Norte (110 t/dia) (PAIVA et al., 2004).

Em 2004, o setor enfrentou muitos entraves com a cheia que atingiu os estados do Piauí, Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba e Pernambuco, a Necrose Idiopática Muscular (NIM) e a ação "antidumping" promovida pelos Estados Unidos que taxou o Brasil em 7,05% (KAARNA, 2005). Todos esses fatores promoveram uma queda em 15,84% na produção brasileira em 2004 em relação ao ano de 2003, contribuindo também com a queda na produtividade para 4.573 Kg/ha/ano (THOMASI; MONTEIRO, 2005).

O cultivo de camarão em águas interiores (oligohalinas), vem crescendo rapidamente no Nordeste devido à capacidade do *L. vannamei* de se adaptar a grandes variações de salinidade, resultado de sua ótima regulação osmótica. A tolerância dessa espécie a uma ampla faixa de salinidades está relacionada com o ciclo de vida migratório destes camarões, onde a reprodução ocorre no oceano, sendo as larvas levadas pelas correntes marinhas para dentro dos estuários e baías onde completam seu desenvolvimento, no entanto, pouco se sabe sobre os requerimentos desses animais nessas águas, sem a influência do mar. Produtores e pesquisadores têm se unido em várias partes do mundo para estudar estes requerimentos e resolver alguns problemas decorrentes do cultivo nessas águas (VALENÇA; MENDES, 2003).

O cultivo de camarões marinhos em águas interiores, sem influência de águas marinhas, também vem se intensificando no mundo, sendo implantado com sucesso em países como Equador, México, Panamá, Tailândia e Estados Unidos. No Brasil, este tipo de cultivo é encontrado na Região Nordeste, basicamente nos Estados do Ceará, Paraíba e Piauí. Em 2003, às margens do Rio Jaguaribe, no Ceará, a carcinicultura ocupava uma área de 350,48 ha, numa região sem a influência da água salina, onde a água também é utilizada para a irrigação de arroz e banana (FIGUEREDO et al., 2004).

Segundo levantamento da Associação Brasileira dos Criadores de Camarão (ABCC), há 30 mil poços sem uso no semi-árido nordestino porque a água é salobra. A criação de camarão é uma das atividades que mais emprega mão de obra no país e a interiorização da produção de camarão marinho pode contribuir para diminuir a pobreza do homem nordestino (VALENÇA; MENDES, 2003).

O cultivo de camarão marinho afastado das regiões costeiras apresenta muitas vantagens. Uma das mais citadas por pesquisadores e produtores é o melhor

controle sobre as doenças e sua disseminação, comparado com o controle em áreas costeiras. Nessas últimas, a proximidade com outras fazendas de camarão e de suas fontes de abastecimento de água e efluentes, bem como com populações selvagens de camarão, dificultam a prevenção de contaminações dos estoques cultivados. As fazendas de camarão marinho interiores isolam o manejo dos cultivos em áreas com águas de baixa salinidade, longe da costa, e os produtores, utilizando estoques certificados, podem prevenir a introdução e a disseminação de patógenos. Além disso, o cultivo em áreas interiores retira as fazendas de camarão das áreas costeiras e de ecossistemas altamente visados, onde existem conflitos pelo uso das terras e da água, com comunidades costeiras, órgãos ambientais e a especulação imobiliária (JORY; DUGGER, 2003).

1.2 O ambiente de cultivo

Experiências feitas em viveiros comerciais de camarões apontam as bactérias como a principal causa de problemas associados à produção de juvenis (VANDSTEIN et al., 1993).

Na tentativa de superar problemas causados pelas bactérias muitas larviculturas e criatórios comerciais fazem do uso de antibióticos e desinfetantes um procedimento padrão. Ambos os métodos tendem a desestabilizar o equilíbrio das populações bacterianas, possibilitando apenas uma trégua temporária no problema (FITT et al., 1992 apud VANDSTEIN, 1997).

Na aquicultura, o processo de criação intensiva expõe os organismos a condições de estresses consideráveis, de natureza química, física e/ou biológica. Além disso, as altas densidades, a presença de grandes quantidades de alimento

vivo e a grande quantidade de dejetos dos organismos eleva os níveis de matéria orgânica e bactérias, desestabilizando o ambiente (VANDSTEIN et al., 1993).

No ambiente de cultivo, os organismos relacionam-se igualmente com o seu meio e com os outros organismos aquáticos, tais como patógenos e predadores. Nesses ambientes, os patógenos podem chegar a níveis muito elevados, colocando em risco a sobrevivência de toda a população cultivada. Os organismos de cultivo terão maiores ou menores chances de contrair uma doença infecciosa (ou não infecciosa) se tiverem alguma alteração ou deficiência genética, fisiológica, imunológica ou adaptativa, isto é, de base ecológica (VINATEA, 2004).

Um dos principais problemas em aqüicultura são as perdas associadas a doenças. Vários são os métodos utilizados para se combater este problema que incluem profilaxia sanitária, desinfecção, quimioterapia, com ênfase ao uso de antibióticos, e vacinas contra doenças específicas. Porém muitas dificuldades estão associadas a estes métodos, como exemplo a terapia antibiótica que provoca um aumento na resistência microbiana e acumulação de resíduos nos tecidos de peixes (COOK et al., 2002).

As doenças podem ser vistas como uma interação complexa entre hospedeiro, patógeno e o ambiente (figura 4). O ambiente de animais aquáticos é abundante em micróbios infecciosos, e a transmissão de doenças neste ambiente é extremamente fácil, especialmente, em condições de altas densidades.

Em muitas situações de cultivo, o ambiente e o hospedeiro podem divergir fortemente das condições naturais. O estresse gerado por baixa qualidade de água, nutrição inadequada e altas densidades é determinante para o surgimento de doenças. A redução do estresse inclui ações de administração, higiene, nutrição, densidades adequadas e qualidade de água, já o controle da doença depende de três fatores: diagnose, tratamento, e medidas preventivas (BRAAK, 2002).

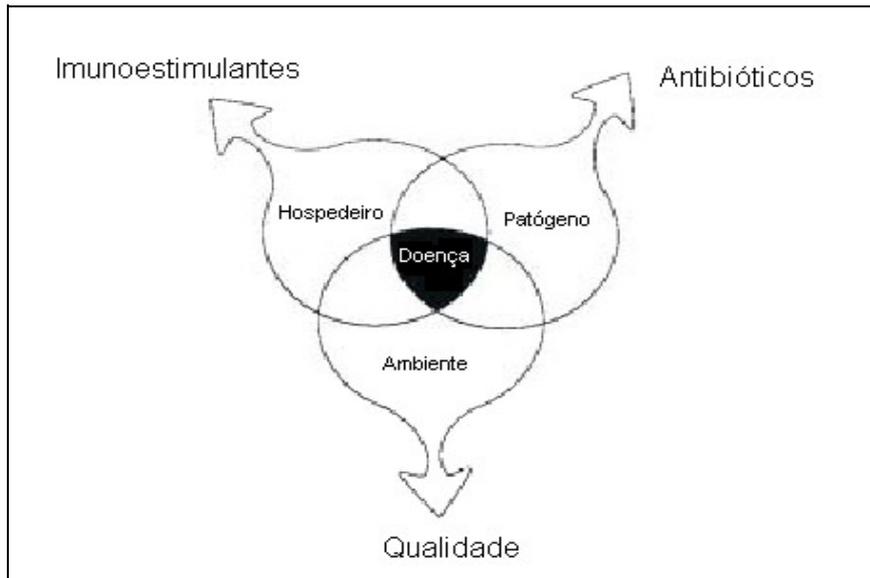


Figura 4 - Interação entre patógeno, hospedeiro e ambiente, mostrando como minimizar o risco de doenças. Fonte: Braak (2002).

No final dos anos 80 e na década de 90, as doenças infecciosas tiveram um efeito devastador no cultivo de camarão marinho, causando um colapso na produção de grandes países produtores e desencadeando perdas multimilionárias na indústria (Tabela 3). A partir de então, as enfermidades passaram a ser vistas como um obstáculo econômico e uma ameaça à viabilidade da atividade. Apesar de algumas destas doenças ocorrerem habitualmente em fazendas de cultivo no Brasil, seu impacto econômico não é considerado expressivo quando comparado a outros países. Contudo, estas infecções afetam consideravelmente o desempenho dos cultivos e causam alterações na aparência física dos camarões e conseqüentemente na qualidade do produto final (NUNES; MARTINS, 2002).

Tabela 3 - Prejuízos estimados da indústria de cultivo de camarões marinhos causados por enfermidades virais desde sua primeira detecção.

Vírus	Ano	Perda (US\$ bilhões)
WSSV – Ásia	1992	4 – 6
WSSV – Américas	1999	> 1
TSV	1991 – 1992	1 – 2
YHV	1992	0,1 – 0,5
IHHNV**	1981	0,1 – 0,5

Fonte: ABCC (2003).

Na carcinicultura, enfermidade significa qualquer alteração adversa na saúde ou no desempenho de camarões ou populações de camarões cultivados. No cultivo, as enfermidades são desencadeadas quando ocorre um desequilíbrio entre as condições ambientais do viveiro, o estado de saúde dos camarões cultivados e os agentes potencialmente patogênicos. As enfermidades infecciosas são causadas por patógenos transmissíveis (vírus, bactérias, protozoários e fungos), enquanto as não infecciosas são resultantes de agentes abióticos (efeitos nutricionais, genéticos, ambientais e físicos). Sob uma situação de desequilíbrio no ambiente de cultivo, os camarões são submetidos a uma condição de estresse, gerando uma alteração em seu estado imunológico. Nestas circunstâncias, a população cultivada pode sofrer um ataque de patógenos levando os indivíduos à debilitação ou a morte (NUNES; MARTINS, 2002).

Inúmeros fatores ambientais podem desencadear um processo infeccioso nos camarões marinhos. Temperaturas e pH extremos, baixas concentrações de oxigênio dissolvido, mudanças abruptas na salinidade e presença de substâncias tóxicas são elementos associados a um desequilíbrio no ambiente. A propagação de bactérias patogênicas oportunistas (*Vibrio spp.*, *Aeromonas spp.*), a proliferação de protozoários (*Zoothamnium spp.* e gregarinas), a captação de água contaminada, a aquisição de pós-larvas com alta carga viral e a presença excessiva de microalgas

(dinoflagelados e cianofíceas) também geram efeitos deletérios na saúde dos camarões.

A implementação de procedimentos para diagnosticar o estado de saúde de camarões cultivados serve para detectar precocemente problemas no sistema de cultivo, como a presença de enfermidades, condições ambientais adversas ou ainda deficiências nutricionais e/ou genéticas da população. Isto permite que ações sejam tomadas rapidamente para controlar, minimizar ou excluir os efeitos negativos de condições desfavoráveis sobre a produção de camarão, reduzindo os prejuízos financeiros resultantes da perda ou mau desempenho do estoque cultivado.

As enfermidades na carcinicultura são categorizadas sob três níveis, baseando-se no seu nível de patogenicidade e perigo para a indústria de camarão (figura 5). A categoria 3 (C-3) envolve os patógenos que causam um mínimo impacto à produção, contudo podem gerar deformidades e alterações na aparência física dos camarões. Na categoria 2 (C-2) estão os patógenos que causam ameaça a produção, podendo afetar a produtividade dos cultivos, o crescimento e a sobrevivência dos camarões. A categoria 1 (C-1) inclui os patógenos que causam mortalidade em massa em populações cultivadas de camarões, representando uma ameaça à sobrevivência da indústria em uma determinada área geográfica. É nesta categoria onde está incluída a maioria das doenças virais dos camarões marinhos (NUNES; MARTINS, 2002).

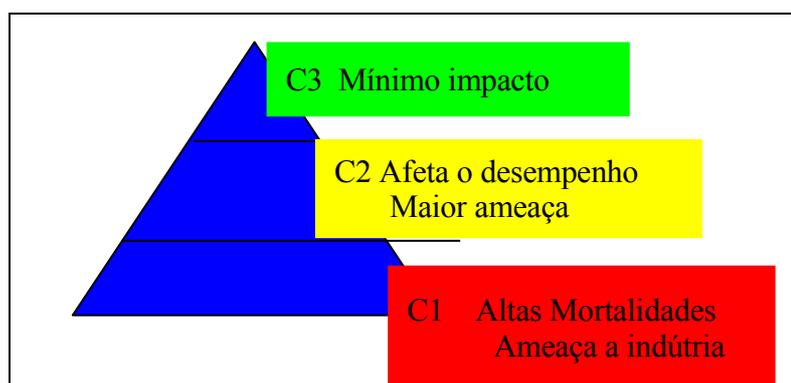


Figura 5 - Níveis de patogenicidade na aqüicultura. Fonte: Nunes e Martins (2002).

1.3 Principais doenças presentes na carcinicultura

1.3.1 Infecção Viral na Hipoderme e Necrose do Tecido Hematopoético (IHHNV)

O IHHNV é classificado como sendo um vírus da categoria C-1. Foi inicialmente observado em 1980 no Havaí, em populações cultivadas do *Litopenaeus stylirostris*. O IHHNV apresenta como principais sinais clínicos deformidades no rostrum, flagelo antenal enrugado, deformidades cuticulares e taxa de crescimento reduzida. No *L. vannamei*, o IHHNV pode se manifestar através de animais "nanicos" com deformidades ao longo do corpo (RDS, "Runt Deformity Syndrome"). A transmissão do IHHNV pode ser vertical, durante o desenvolvimento embrionário, ou horizontal, através da ingestão de tecido infectado com o vírus e contato com água ou equipamentos contaminados. Não existe tratamento disponível para erradicação do IHHNV, sendo seu controle realizado através da aquisição de pós-larvas de boa procedência. Este vírus está presente no Brasil (LIGHTNER, 2000).

1.3.2 Vírus da Síndrome de Taura (TSV)

O agente causador desta síndrome é um picornavírus. Afeta todo o epitélio cuticular e às vezes o tecido conjuntivo subcuticular e as fibras do músculo estriado. Esta doença pode causar de 80 a 95% de mortalidade no ambiente de cultivo,

causando problemas tanto na produção do *L. vannamei* como na do *Litopenaeus stylirostris* (ROQUE, 2000).

Desde 1992, o TSV já se manifestava em fazendas de camarão marinho no Equador. Inicialmente, especulava-se a implicação de fungicidas e pesticidas utilizados em plantações de banana como causadores da enfermidade. Contudo em 1994, um vírus foi identificado como sendo o agente causador da Síndrome de Taura. O TSV foi responsável pelo colapso da indústria equatoriana em 1993. Este vírus apresenta, em sua fase aguda, camarões avermelhados em função da expansão de cromatóforos. Os camarões moribundos não conseguem completar o processo de muda, morrendo com o exoesqueleto ainda mole. Quando capturados vivos, os animais apresentam um comportamento letárgico, não se alimentam e estão próximos da morte. Na fase aguda, as mortalidades geralmente ocorrem entre 15 e 45 dias após a estocagem de pós-larvas no viveiro. A taxa diária de mortalidade pode alcançar 25%, restando no final entre 5% e 25% de sobreviventes. Na fase crônica da doença, os camarões conseguem sobreviver a muda, podendo apresentar comportamento ativo e alimentar-se normalmente. Neste estágio, os indivíduos infectados apresentam lesões e melanizações na cutícula, podendo sucumbir nos ciclos de muda subsequentes. Algumas vezes apresentam cutícula mole e expansão avermelhada dos cromatóforos. A transmissão e o controle da infecção é semelhante ao IHNV e este vírus também está presente no Brasil (NUNES; MARTINS, 2002).

1.3.3 Vírus da Síndrome da Mancha Branca (WSSV)

Os primeiros relatos da ocorrência do WSSV datam dos anos de 1992 e 1993 em países do Nordeste asiático. A partir de então, o WSSV dispersou-se muito rapidamente nas principais regiões produtoras de camarão da Ásia. Em 1999, foi detectada a ocorrência do WSSV em diferentes países da América Central, inicialmente em Honduras e na Nicarágua e, logo em seguida, no Panamá e Equador. O diagnóstico do WSSV para as espécies asiáticas baseia-se em sinais macroscópicos, como a presença de manchas brancas cuticulares sobre o exoesqueleto. Estas manchas podem ser facilmente observadas a olho nu em casos mais avançados e são mais evidentes no *Penaeus monodon* devido a sua típica coloração escura. As manchas são depósitos excessivos de sais de cálcio na epiderme cuticular.

No *L. vannamei*, o aparecimento de manchas brancas cuticulares pode não ocorrer ou não ser facilmente vistas a olho nu. Os sintomas da Mancha Branca não se manifestam até que os camarões tenham atingido PL20 - PL21. Os principais sintomas da infecção são: (a) camarões letárgicos, exibindo um nado lento na superfície; (b) baixo consumo alimentar; (c) corpo com uma coloração rosada a pardo-avermelhado; (d) cauda vermelha associada à expansão de cromatóforos (condição similar àquela causada pelo TSV); (e) mortalidade de até 100% nos primeiros 3 a 10 dias após a exibição dos sinais clínicos; (f) morte de camarões no fundo dos viveiros, e (g) manchas brancas de 0,5 mm a 2,0 mm de diâmetro no interior da superfície do exoesqueleto (NUNES; MARTINS, 2002).

Em janeiro de 2005, o Ministério da Agricultura do Brasil confirmou a presença do vírus da mancha branca na região de Laguna em Santa Catarina, sendo a primeira vez que o vírus foi registrado no Brasil (ZONTA, 2005). A mancha branca foi verificada em, pelo menos, cinco fazendas de camarões criados em cativeiros no estado de Santa Catarina (JURGENFELD, 2005).

Em Junho de 2005, técnicos do Instituto de Ciência do Mar da Universidade Federal do Ceará (LABOMAR) diagnosticaram a presença do DNA do vírus da mancha branca no Ceará. O DNA do vírus foi encontrado em animais cultivados nos criatórios do município de Aracati na região do Vale do Jaguaribe (O POVO, 2005).

1.3.4 Hepatopancreatite Necrosante (NHP)

A NHP é causada por bactérias gram-negativas e intracelulares, do grupo das *Rickettsia*, que atacam o hepatopâncreas dos camarões. Inicialmente, os camarões afetados pelo NHP podem apresentar um quadro clínico sem sintomas evidentes (assintomático). Em seguida, os camarões cessam a alimentação e o crescimento, exibindo um exoesqueleto amolecido. O trato digestivo apresenta-se sempre vazio com brânquias descoloradas e visíveis alterações no hepatopâncreas (esbranquiçado, reduzido e túbulos lesionados). As mortalidades acumuladas podem alcançar 50%. O NHP, aparentemente, não ocorre em salinidades inferiores a 10 ups. É recomendada a implementação de métodos de detecção precoce e monitoramento contínuo do estoque cultivado para evitar e controlar o NHP. O NHP pode ocorrer em camarões cultivados no Brasil (NUNES; MARTINS, 2002).

1.3.5 Vibrioses

Surtos de vibrioses são geralmente causados por um desequilíbrio na população das bactérias do gênero *Vibrio* que são encontradas, naturalmente, nos ecossistemas estuarino e marinho. Entre as principais espécies do gênero que causam maiores prejuízos estão o *Vibrio harveyi*, *V. vulnificus*, *V. parahaemolyticus* e *V. alginolyticus*. As vibrioses são classificadas como infecções secundárias e oportunistas, atacando todos os estágios de vida do camarão (larval, pós-larval,

juvenil e adulta). Problemas com vibrioses ocorrem quando condições de estresse surgem no sistema de cultivo, tais como: (a) queda de oxigênio; (b) densidade de estocagem excessiva (super povoamento); (c) manuseio inapropriado do estoque (transferência, amostragem); (d) lesões na cutícula dos camarões; (e) subalimentação; e, (f) altas concentrações de compostos nitrogenados no ambiente de cultivo. O processo de infecção da vibriose pode ser cuticular, entérico e sistêmico (envolvendo vários órgãos). Quando localizada, apresenta lesões melanizadas na carapaça e/ou abscessos pontuais no hepatopâncreas. O impacto da vibriose é variável, mas em alguns casos pode alcançar até 70% da população cultivada. Na vibriose crônica, camarões mortos ou moribundos podem ser canibalizados, contaminando rapidamente outros indivíduos na população.

Os camarões infectados internamente por víbrios apresentam sinais característicos quando estão próximos da morte. Estes sinais incluem: (a) fraqueza demasiada (camarões deitam no fundo do viveiro); (b) nado desorientado; (c) opacidade da musculatura abdominal; (d) aumento da pigmentação; (e) grampo na cauda e, (f) lesões escuras ou amarronzadas na cutícula. A ocorrência de vibriose é comum em fazendas de camarão no Brasil (NUNES; MARTINS, 2002).

1.3.6 Vírus da Mionecrose Infecciosa (INMV)

A enfermidade da mionecrose infecciosa vem afetando várias fazendas de camarão, principalmente na costa dos estados do nordeste brasileiro, Piauí, Ceará e do Rio Grande do Norte. As evidências até agora apontam para o desequilíbrio ambiental, provocado pelas alterações do meio aquático e da modificação na composição da fauna e flora planctônicas, que resultaram das alterações físico-químicas ocasionadas pelas elevadas precipitações pluviométricas ocorridas em curto espaço de tempo no ano de 2004. Em fazendas de águas oligohalinas, onde a

enfermidade não está presente, a sobrevivência não foi comprometida, apesar de possuírem o vírus em seu ambiente, caracterizando os animais como portadores assintomáticos (FONSECA; CARVALHO, 2004).

A mionecrose infecciosa é uma doença recentemente identificada em *L. vannamei* cultivado no nordeste do Brasil e causa perdas significativas devido à morbidez, mortalidade ou qualidade final do produto. Em 2003, INMV foi responsável por perdas avaliadas em 20 milhões de dólares em fazendas no Brasil.

Em 2004, são esperadas perdas para a indústria superiores a 20 milhões de dólares. O IMNV parece ser limitado ao nordeste brasileiro, mas camarões com sinais semelhantes também foram encontrados em outros países onde o *L. vannamei* é cultivado (LIGHTNER et al., 2004).

No animal, a doença se manifesta através da perda da transparência da cauda, que se torna opaca, com áreas de aspecto leitoso. Em estágios mais avançados ocorre o apodrecimento das áreas afetadas. O esbranquecimento pode se iniciar no quinto ou sexto segmento abdominal ou ainda nas áreas laterais e distais da cauda, próximo aos pleópodos. Na fase aguda, a mionecrose apresenta-se coagulativa com alguns edemas entre as fibras musculares necrosadas. De acordo com o grau de severidade, a opacidade estende-se progressivamente em direção ao telson e aos urópodos. As lesões podem apresentar-se multifocais ou focais. Após a fase aguda, em um estágio crônico, as lesões são acompanhadas de uma liquefação dos músculos fibróticos necrosados. Neste estágio, os músculos e os apêndices afetados exibem uma coloração avermelhada, dando uma aparência de camarão cozido. Devido a este aspecto, muitos produtores apelidaram os indivíduos moribundos de “camarão zumbi” ou “camarão morto-vivo”, pois mesmo com aparência de morto (cauda avermelhada) e debilitado, os animais continuavam vivos por vários dias. Em alguns casos, a sintomatologia pode oferecer indícios do grau de

severidade do IMNV na população cultivada. Contudo, não deve ser utilizada como referência isolada, pois a mortalidade pode acentuar-se mesmo nas fases leve e moderada da enfermidade (NUNES; MARTINS, 2002).

1.4 Imunoestimulação

A aqüicultura é uma indústria muito importante com vários peixes e crustáceos, marinhos e de água doce, sendo cultivados no mundo atualmente. A aqüicultura é desenvolvida em viveiros, tanques e gaiolas e muito se tem feito para aumentar a produtividade por unidade de espaço. O superpovoamento tende a afetar, negativamente, a saúde dos organismos cultivados e esta situação proporciona uma condição fisiológica pobre e extremamente susceptível a doenças (SAKAI, 1999).

A imunoestimulação larval em peixes foi proposta como um método potencial para melhorar a sobrevivência larval aumentando as respostas inatas dos animais em desenvolvimento até que sua resposta imune adaptável esteja suficientemente desenvolvida e capaz de responder efetivamente aos patógenos. Para este fim foi proposto que, a administração de imunoestimulantes como um suplemento dietético para larvas de peixes é bastante benéfico, aumentando as defesas inatas dos animais com um pequeno detrimento ao desenvolvimento dos indivíduos (BRICKNELL; DALMO, 2005).

A imunoestimulação pode ser específica e não específica. A vacinação é provavelmente o método mais eficiente de imunoestimulação específica e está vinculado ao aumento da resistência contra um antígeno ou patógeno específico. A imunoestimulação não específica refere-se à condição na qual o efeito imunológico é alterado para uma maior resposta contra uma grande variedade de antígenos. A

ativação dos macrófagos é um exemplo de imunestimulação não específica (SAKAI, 1999).

Segundo Bricknell e Dalmo (2005), a maioria das estratégias de imunestimulação envolve intervalos de administração de imunostimulantes por um curto período, normalmente de 4 a 6 semanas, para se regular a resposta imune. O imunostimulante é então retirado durante um período semelhante de tempo até à administração da outra dose, permitindo assim que, na aquicultura, os imunostimulantes sejam utilizados em períodos críticos, de alto risco de doenças.

Segundo Vadstein (1997), a imunoterapia consiste de todos os métodos e princípios imunológicos utilizados para prevenir e tratar doenças, e duas razões importantes devem ser consideradas no mecanismo de especificidade dos imunostimulantes: a primeira é que a estimulação do sistema imune pode ser tão intensa a ponto de causar injúria e até mesmo a morte do hospedeiro, isso já foi mostrado em humanos, onde a ativação por lipopolissacarídeo aliada às infecções causou septicemia e morte. Em segundo lugar, o conhecimento das diferentes funções imunostimulatórias permite o uso mais específico do imunostimulante.

Três fatores são essenciais na formulação de uma estratégia de imunestimulação, primeiro é importante saber que, na maioria dos casos não existe um problema microbiano específico, mas sim um grande número de bactérias envolvidas, sendo muitas espécies oportunistas; segundo, o sistema imune larval é pouco desenvolvido, consistindo principalmente de defesa não específica; terceiro, a defesa imune de origem materna pode ser significativa somente durante os primeiros estágios do desenvolvimento. Embora neste período a defesa imune materna seja crítica, os aquicultores não podem confiar somente neste tipo de defesa imunológica. Estes três fatores sugerem que as pesquisas direcionadas para

métodos de imunestimulação do sistema não específico de larvas deveriam ser colocadas como prioritárias (VADSTEIN, 1997).

A imunestimulação em crustáceos é profilática, promovendo uma ação no sistema imunológico não específico, ativando ou melhorando a vigilância e a reação contra ameaças de patógenos (SMITH et al., 2003).

Segundo Bricknell e Dalmo (2005), imunestimulante é um composto de origem natural que modula o sistema imune aumentando a resistência do hospedeiro contra doenças que na maioria das circunstâncias são causadas por patógenos.

Os imunestimulantes aumentam a resistência à doenças infecciosas, e são efetivos para aumentar a imunocompetência. Várias pesquisas com imunestimulantes estão sendo desenvolvidas por muitas indústrias ligadas à aquicultura, sendo os imunestimulantes amplamente aceitos nas fazendas aquícolas (SAKAI,1999).

Segundo Vargas-Albores (2002), a avaliação da utilidade de um imunestimulante depende de suas características farmacológicas, das condições fisiológicas do animal e das condições ambientais. Em camarões, por exemplo, existe a possibilidade dos animais não responderem ao tratamento com imunestimulantes devido ao comprometimento fisiológico com outros processos como a muda, a reprodução ou encontrar-se mal nutrido, sendo também possível uma falta de resposta devido os organismos se encontrarem bem alimentados, saudáveis e em boas condições de cultivo. Fatores como o pH, salinidade e temperatura podem modificar as propriedades físico-químicas, afetando a solubilidade e o grau de hidratação, podendo causar a hidrólise e a degradação do composto.

Vários imunostimulantes são utilizados na aquicultura para o controle de doenças em peixes e camarões (Quadro 2). Os efeitos imunostimulatórios de glucanos, quitina, lactoferrina e levamisol têm sido reportado por vários autores. Fatores nutricionais como as vitaminas B e C e hormonais como o hormônio do crescimento e a prolactina também vêm sendo usados como imunostimulantes. Os imunostimulantes ativam principalmente as funções de fagocitose e o aumento das atividades bactericidas. Alguns imunostimulantes também estimulam as atividades das células "matadoras" e dos anticorpos. As ativações das funções imunológicas são associadas com um aumento da proteção contra doenças infecciosas (SAKAI, 1999).

Quadro 2 - Imunostimulantes usados em peixes e camarões

-
1. Sintéticos e Químicos
 - 1.1 Levamisol
 - 1.2 FK-565
 - 1.3 DPM (Dipeptídeo Muramílico)
 2. Substâncias Biológicas
 - 2.1 Derivadas de bactérias
 - 2.1. 1 β -glucano
 - 2.1. 2 Peptídeo glucano
 - 2.1. 3 FCA
 - 2.1. 4 EF203
 - 2.1. 5 LPS (lipopolissacarídeo)
 - 2.1. 6 Células de *Clotridium butyricum*
 - 2.1. 7 Células de *Achromobacter stenohalis*
 - 2.1. 8 Células de *Vibrio anguillarum* (vacina vibrio)
 - 2.2 Polissacarídeos
 - 2.2.1 Quitina
 - 2.2.2 Quitosana
 - 2.2.3 PS-K
 - 2.2.4 Ergosana
 - 2.2.5 Oligossacarídeo
 - 2.3 Extrato vegetal e animal

- 2.3.1 Ete (Tunicado)
 - 2.3.2 Hde (Abalone)
 - 2.3.3 Glicirrizina
 - 2.4 Fatores Nutricionais
 - 2.4.1 Vitamina C
 - 2.4.2 Vitamina E
 - 2.5 Hormônios, citocinas e outras substâncias.
 - 2.5.1 Lactoferrina
 - 2.5.2 Interferon
 - 2.5.3 Hormônio do crescimento
 - 2.5.4 Prolactina
-

Fonte: Sakai (1999).

Gudding et al. (1999 apud MERINO-CONTRERAS et al., 2001) relataram que o desenvolvimento de vacinas efetivas contra doenças microbianas é essencial para aqüicultura. Para o aqüicultor, a vacinação oral é uma alternativa à vacinação injetável e por imersão porque reduz o trabalho, a despesa e o estresse durante o processo de imunização.

Vacinação é um termo que deveria ser aplicado só quando o propósito é conferir uma proteção duradoura por memória imunológica. Protocolos de vacinação incluem freqüentemente o uso de adjuvantes (microbactérias, óleo mineral) para aumentar a resposta dos anticorpos. Em essência eles agem como imunoestimulantes para maximizar a resposta específica. Porém, a excitação imune se dá através da ativação da fagocitose e secreção de citocinas sem necessariamente requerer uma resposta específica para um antígeno definido (SMITH et al., 2003).

Muitos autores relataram que a injeção de imunoestimulantes aumenta as funções dos leucócitos e a proteção contra patógenos. Embora este método seja muito trabalhoso, consumindo muito tempo e tornando-se impraticável quando os peixes pesam menos de 15g (SAKAI, 1999). Assim, outros métodos como a administração oral ou imersão podem ser utilizados.

A administração oral de imunostimulantes já foi mostrada para glucanos, levamisol, e quitosana. É um método não estressante e permite a aplicação em grandes quantidades de peixes, independente do tamanho. A administração oral de imunostimulantes resulta no aumento das funções dos leucócitos e da proteção contra doenças infecciosas, tais como a furunculose, vibriose e a streptococose (SAKAI, 1999).

Em um experimento realizado com trutas "arco-íris", *O. mykiss*, imersas em soluções contendo imunostimulantes e expostas ao antígeno de *A. salmonicida*, foi observado que os peixes tiveram a defesa não específica aumentada em comparação aos animais do controle que receberam somente o antígeno e aos que não receberam o antígeno. Os imunostimulantes utilizados aumentaram a atividade fagocitária e o número de leucócitos quando comparados com o controle com e sem o antígeno (JENEY; ANDERSON, 1993).

A injeção intraperitoneal de um peptídeo-glucano PS-K em tilápias, *Oreochromis niloticus*, aumentou significativamente a sobrevivência quando os peixes foram infectados por *E. tarda*. A administração desse polissacarídeo melhorou a resistência das tilápias, principalmente, através de um aumento na atividade fagocitária. Os autores observaram ainda que a administração oral resultou em menos estresse para os peixes do que a injeção intraperitoneal, favorecendo o tratamento de um grande número de indivíduos (PARK; JEONG, 1996).

Jeney et al. (1997) relataram que à administração oral de glucano em truta arco-íris, *O. mykiss*, aumentou significativamente a defesa não específica, a fagocitose e a produção de leucócitos. Os autores concluíram que o glucano, administrado em baixas doses, pode prevenir o efeito negativo do estresse.

Itami et al. (1998) relataram que as técnicas de imersão e vacinação com peptídeo glucano foram efetivas no controle de *V. penaeicida* em *Penaeus japonicus*,

no entanto estas técnicas causaram estresse nos camarões coletados dos viveiros, sendo necessário limitá-las aos primeiros estágios de desenvolvimento. Por outro lado, a administração oral é útil para uma grande número de camarões em qualquer fase de desenvolvimento. A administração oral de peptídeo glucano aumentou significativamente as taxas de crescimento, sobrevivência e atividade fagocitária dos camarões quando comparados com o controle.

Miles et al. (2001) demonstraram que a injeção intraperitonal de ergosana em *Channa striata* aumentou a atividade fagocitária e a capacidade de inibição do fungo *Aphanomyces invadans*.

Em camarões, a aplicação de glucanos e probióticos promovem a proliferação e ativação dos hemócitos que ajudam na defesa do animal. Um ponto crítico é se utilizar a dose correta no momento correto, porque a utilização de dosagens mais altas do que o necessário e no momento inadequado (premuda) causaria um efeito deletério no sistema imune. O ideal é que os imunostimulantes sejam aplicados na larvicultura e no berçário para ajudar no fortalecimento imune do animal, favorecendo a engorda nos viveiros (CENAIM, 2001).

A quitina é um polissacarídeo presente no exoesqueleto de crustáceos e insetos, sendo constituinte da parede celular de certos fungos. Suas vantagens no uso como imunostimulantes na aquicultura do *Spaurus aurata* L. são possuir um baixo custo, alta estabilidade quando comparado com outros imunostimulantes, bem como promover um aumento do crescimento e da atividade fagocitária. A administração oral desse polissacarídeo demonstrou ser não estressante, barata e atinge um maior número de peixes, sendo talvez o imunostimulante mais apropriado para aquicultura (ESTEBAN et al., 2001).

Bagni et al. (2005) demonstraram que o ácido algínico (ERGOSAN), um polissacarídeo derivado de várias macro e microalgas marrons e glucanos

administrados oralmente em *Dicentrarchus labrax* possuem um efeito ativador, significativo, no sistema do complemento, durando até 15 dias após o fim do experimento. Os resultados sugerem que o ácido algínico e o β -glucano utilizados na dieta do *D. labrax* ativaram o sistema imune não específico, particularmente em condições ambientais adversas.

Os polissacarídeos sulfatados devem sua importância econômica ao fato de serem atóxicos e possuírem propriedades gelatinizantes e espessantes, o que lhes atribui considerável valor comercial. Apresentam também atividades farmacológicas e são as substâncias mais estudadas em algas (CARVALHO E ROQUE, 2000). Essas moléculas possuem uma série de atividades biológicas, tais como atividades antiinflamatória, pró-inflamatória, anti-tumoral, anti-metastática, antiproliferativa, anticoagulante, antitrombótica e antiviral (BOISSON-VIDAL et al., 1995).

A imersão de juvenis de camarão branco, *L. vannamei*, em soluções de polissacarídeos sulfatados e β -glucanos, promoveram respostas semelhantes, ativando o sistema imune através da elevação da produção do ânion superóxido. Embora esta ativação tenha sido muito semelhante para os dois açúcares, o polissacarídeo sulfatado foi utilizado em uma dosagem 500 vezes menor que a do β -glucano (CAMPA-CÓRDOVA et al., 2002).

Hauton e Smith (2004) testaram em lagostas (*Homarus gammarus*) cinco imunostimulantes e relataram que ainda é difícil quantificar a dosagem ideal a ser administrada ao animal, seja por imersão ou administração oral, podendo alguns destes imunostimulantes se acumular e atingirem um nível tóxico dentro da espécie cultivada, principalmente quando são administrados por um longo prazo.

Suphantharika et al. (2003) mostraram que a administração oral de leveduras purificadas quimicamente em *Penaeus monodon*, durante três dias, apresentou uma diferença significativa na atividade imunostimulante quando comparado ao controle.

Quanto mais purificada era a levedura maior era a porcentagem de β -glucano disponível, resultando em uma maior atividade da fenoloxidase.

Li e Glatlin (2005) demonstraram que quando o híbrido, obtido do cruzamento de *Morone chrysops* e *M. saxatilis*, foi alimentado com uma dieta suplementar do pró-biótico Grobiotic e leveduras apresentou um melhor crescimento e uma maior resistência à doenças.

Segundo Lee et al. (2003), quando o camarão, *Penaeus merguensis*, foi alimentado com ração contendo a microalga cianofícea, *Spirulina platensis*, aumentou sua resistência, ou seja, sua atividade fagocitária contra quatro bactérias estudadas: *V. harveyi*, *E. coli*, *S. typhimurium*, *B. Subtilis*, devendo-se está atividade à presença de lipopolissacarídeos e peptídeoglicanos na microalga *Spirulina platensis*.

Farias et al. (2004) mostraram que à administração oral de polissacarídeos sulfatados extraídos da macroalga marinha vermelha, *Botryocladia occidentalis*, causou um aumento significativo no peso médio e no ganho de peso das pós-larvas de tilápia do Nilo, *O. niloticus*, submetidas à reversão sexual com o andrógeno 17-alfa-metil-testosterona.

2. OBJETIVO

O presente trabalho teve como objetivo avaliar a sobrevivência e o crescimento em peso de pós-larvas do camarão, *Litopenaeus vannamei*, submetidas a banhos de imersão em soluções com diferentes concentrações de polissacarídeos sulfatados (PS), extraídos da alga marinha vermelha *Botryocladia occidentalis*.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 – Localização

O experimento foi realizado na fazenda Campo Novo, no município de Jaguaribe – Ce, localizada a 16 Km da sede do município. A Campo Novo é uma fazenda de criação do camarão branco, *Litopenaeus vannamei*, adaptado em água de baixa salinidade.

3.2- Algas marinhas

A alga marinha vermelha *Botryocladia occidentalis* foi coletada na Praia do Pacheco no município de Caucaia – Ceará. Após a coleta, o material foi levado ao laboratório para lavagem em água destilada, sendo retiradas as algas epífitas e outros organismos. Em seguida, a alga foi seca ao sol e, logo após a desidratação, foi cortada em pequenos pedaços.

3.3 - Extração dos polissacarídeos sulfatados

Inicialmente, 2 gramas da alga seca e triturada foram hidratadas com 100 mL de tampão acetato de sódio 0,1 M, pH 5,0 + cisteína 5 mM e EDTA 5mM. Em seguida, foram adicionados 7 mL de uma solução de papaína bruta (30 mg/mL), sendo a mistura incubada em banho-maria a 60 °C por 24 horas. Após esse período, o material foi filtrado numa tela de 60 micras, centrifugado (15.000 rpm; 4 °C) e, ao sobrenadante, foram adicionados 6,4 mL de CPC 10% (cloreto de cetylpiridinium) para precipitação dos polissacarídeos presentes na mistura por, no mínimo, 24

horas à temperatura ambiente. Logo após a precipitação, o “pellet” foi lavado com 244 mL de CPC 0,05 %, sendo em seguida, dissolvido em 70 mL de cloreto de sódio 2M: etanol absoluto (100:15; v/v) e submetido a uma nova precipitação através da adição de mais 122 mL de etanol absoluto por, no mínimo, 24 horas a 4°C. Em seguida, o material foi centrifugado e o “pellet” submetido a duas lavagens com 244 mL de etanol 80% e uma com o mesmo volume de etanol absoluto. Após esta etapa, o “pellet” foi então levado à estufa a 60 °C, por um período aproximado de 24 horas para secagem e obtenção dos polissacarídeos sulfatados totais.

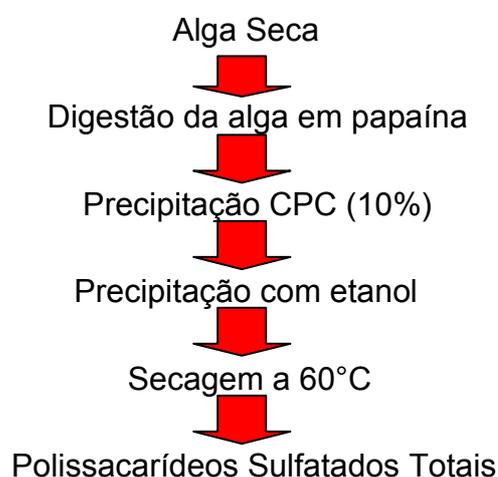


Figura 6 – Esquema de extração do polissacarídeo. Fonte: FARIAS et al (2000).

3.4 – Obtenção dos camarões

Os camarões (*Litopenaeus vannamei*) foram obtidos do laboratório comercial AQUATEC em Canguaretama-RN. Os organismos foram transportados em sacos plásticos contendo água do mar (20°C, pH 7.8 – 8.2, e 10 ups) na densidade de 16.000 pós-larvas em cada saco. Na fazenda, os camarões (pl 12) foram transferidos para caixas de fibra de vidro de 1000 L, onde a temperatura do saco de transporte foi igualada, gradativamente, à do berçário. Depois do nivelamento das temperaturas, as pós larvas foram transferidas para um tanque berçário de 100 m³,

com salinidade igual a da água presente nos sacos de transporte e aeração contínua, para serem aclimatadas a uma água de baixa salinidade. A salinidade inicial era de 10ups e, ao fim de 8 dias de aclimação, os camarões (pl20) estavam completamente adaptados à salinidade da água local que era de aproximadamente 0,6ups. Os parâmetros físico-químicos tais como, pH, temperatura, oxigênio dissolvido e salinidade da água foram determinados com aparelhos eletrônicos digitais (sondas -YSI). Nesta etapa, os camarões foram alimentados, de duas em duas horas, na proporção de 20% da biomassa estocada, utilizando uma ração com 40% de proteína bruta e biomassa de artêmia.

3.5 - Delineamento experimental

Após a aclimação, os camarões foram estocados, aleatoriamente, em 16 caixas de isopor com 20 L de água na densidade de 20 camarões/L, perfazendo um total de 400 camarões por caixa. O peso médio inicial dos camarões foi de 16 mg, sendo mantidos com aeração constante, pH entre 7.5 e 8.5 e temperatura entre 28 e 29,5 °C.

O experimento constou de quatro tratamentos (A,B,C, e D) com quatro repetições cada. As doses testadas foram de 0,5 µg/L, 1,0 µg/L e 1,5 µg/L para os tratamentos A, B e C, respectivamente (Tabela 4). O tratamento D não continha polissacarídeos sulfatados (PS). A administração das referidas doses foi realizada através de banhos de imersão. Inicialmente, os PS foram dissolvidos em um pequeno volume de água de cada caixa (tratamentos A, B e C), em banho maria, a 60 °C. Em seguida, as diferentes soluções de PS foram adicionadas às respectivas caixas de cultivo. O experimento teve duração de 8 (oito) dias e foram realizadas três imersões com intervalo de repouso de 24h entre cada imersão, sendo a água do

banho totalmente descartada entre uma imersão e outra (Tabela 5). A duração do banho de imersão foi de 6 (seis) horas e, durante esse período, os animais não foram alimentados. No final do experimento, todos os animais foram contados e pesados.

Tabela 4 : Resumo dos quatro tratamentos utilizados na imersão das pós –
larvas de *Litopenaeus vannamei*:

Tratamentos	Doses de PS ($\mu\text{g/L}$)	Nº de repetições
A	0,5	4
B	1,0	4
C	1,5	4
D	0,0	4

Tabela 5 - Cronograma de administração dos polissacarídeos sulfatados em banhos de imersão.

Período	Processo
1º dia	REPOUSO
2º dia	1ª IMERSÃO
3º dia	TROCA DE ÁGUA
4º dia	2ª IMERSÃO
5º dia	TROCA DE ÁGUA
6º dia	3ª IMERSÃO
7º dia	REPOUSO
8º dia	CONTAGEM e PESAGEM.

Os camarões foram alimentados três vezes ao dia (7.00, 15.00 e 19.00 hs), exceto nos dias de imersão em que a alimentação das 15.00hs não foi fornecida.

A ração utilizada no experimento foi a Frippak Stresspak, fabricada pela INVE Aquaculture, sendo os camarões alimentados a uma taxa de arraçoamento correspondendo a 20% da biomassa. A composição básica da ração é apresentada na tabela abaixo:

Tabela 6 - Composição da ração utilizada no experimento.

Itens	%
Umidade (Max)	10,0
Proteína Bruta (Max)	40,0
Fibra Bruta (Max)	6,0
Extrato Etéreo	5,0
Matéria Mineral (Min)	22,0
Cálcio (Min)	1,0
Fósforo	0,4

3.6 - Análises estatísticas

Os dados obtidos no experimento, foram submetidos à análise de variância com fator único (**ANOVA**) e teste *t*, não pareado, para médias.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 - Crescimento em peso

O peso médio das pós-larvas (pl20) de *Litopenaeus vannamei* no momento da estocagem nas caixas de isopor foi de 16mg. O peso médio final das pós-larvas (pl28) variou de 35,5 mg para o tratamento A₂ (0,5 µg/L) a 52,9 mg para o tratamento B₄ (1,0 µg/L), (Tabela 7).

As médias dos pesos médios finais foram $39,12 \pm 3,73$; $44,30 \pm 5,76$; $41,80 \pm 2,06$ e $40,17 \pm 3,40$ mg para os tratamentos A, B e C e controle D, respectivamente (Tabela 8). Podemos observar que o peso médio final das pós-larvas no tratamento B (1,0 µg/L) foi ligeiramente superior ao dos demais tratamentos e controle (Figura 7), no entanto, o resultado da análise de variância (ANOVA) evidenciou que essas médias não apresentam diferenças significativas ao nível de 5% ($\alpha=0,05$).

Tabela 7 - Pesos médios (mg) finais das pós-larvas (pl28) de *Litopenaeus vannamei* nos quatro tratamentos e suas respectivas repetições.

Tratamentos	Peso Médio(mg)
A 1	44,20
A 2	35,50
A 3	37,40
A 4	39,40
B 1	42,20
B 2	40,90
B 3	41,20
B 4	52,90

Continuação

Tratamentos	Peso Médio(mg)
C 1	43,20
C 2	39,00
C 3	41,50
C 4	43,50
D 1	41,30
D 2	36,00
D 3	39,30
D 4	44,10

Tabela 8: Médias dos pesos médios finais (mg) das pós-larvas (pl28) do camarão, *Litopenaeus vannamei*, para cada tratamento.

Tratamento	Média por tratamento (mg)	Desvio padrão
A (0,5 µg/L)	39,12	3,73
B (1,0 µg/L)	44,30	5,76
C (1,5 µg/L)	41,80	2,06
D (s/ PS)	40,17	3,40

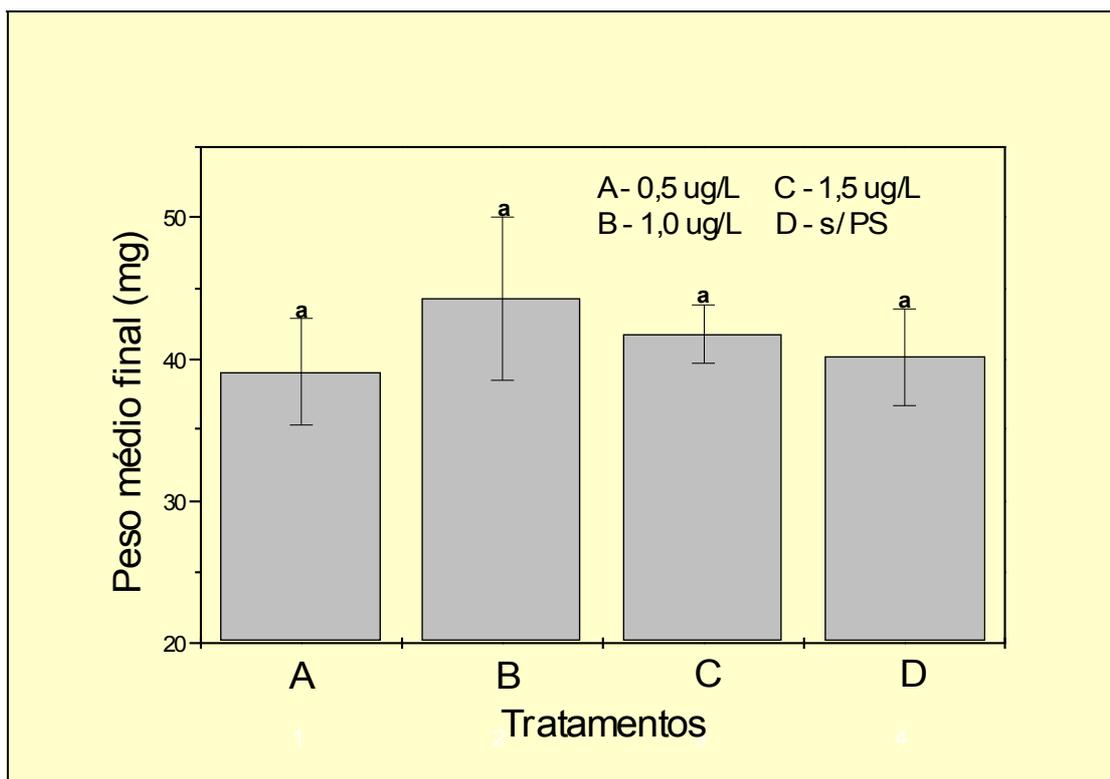


Figura 7 - Médias dos pesos médios finais das PL(s) do camarão *Litopenaeus vannamei*, nos três tratamentos (A, B e C) e controle (D). Letras iguais entre as barras indicam ausência de diferença significativa ao nível de 5%.

4.2 - Ganho de Peso

As pós-larvas (pl 28) do camarão *Litopenaeus vannamei*, apresentaram, ao final do experimento, um ganho de peso médio, que variou de 20 mg para o tratamento D₂ (s/ PS) a 36,9 mg para o tratamento B₄ (1,0 µg/L) (Tabela 9).

As médias dos ganhos de peso médios, considerando as quatro repetições de cada tratamento, ao final do experimento foram $23,37 \pm 3,43$; $28,3 \pm 5,76$; $25,8 \pm 2,06$ e $24,17 \pm 3,40$ mg para os tratamentos A, B e C e controle D, respectivamente (Tabela 10). As médias dos ganhos de peso das pós-larvas, nos diferentes tratamentos (A, B e C) e controle (D), não apresentaram diferenças significativas ao nível de 5% ($\alpha=0,05$), embora possa ser observado um ganho de peso médio ligeiramente maior para o tratamento B (1,0 µg/L) (Figura 7).

Tabela 9 - Ganhos de peso médios (mg) das pós-larvas do camarão *Litopenaeus vannamei* nos quatro tratamentos e suas respectivas repetições.

Tratamentos	Ganho de peso (mg)
A 1	28,20
A 2	20,50
A 3	21,40
A 4	23,40
B 1	26,20
B 2	24,90
B 3	25,20
B 4	36,90
C 1	27,20
C 2	23,00
C 3	25,50
C 4	27,50
D 1	25,30
D 2	20,00
D 3	23,30
D 4	28,10

Tabela 10 - Médias dos ganhos de peso médios (mg) das pós-larvas de camarão *Litopenaeus vannamei* para cada tratamento

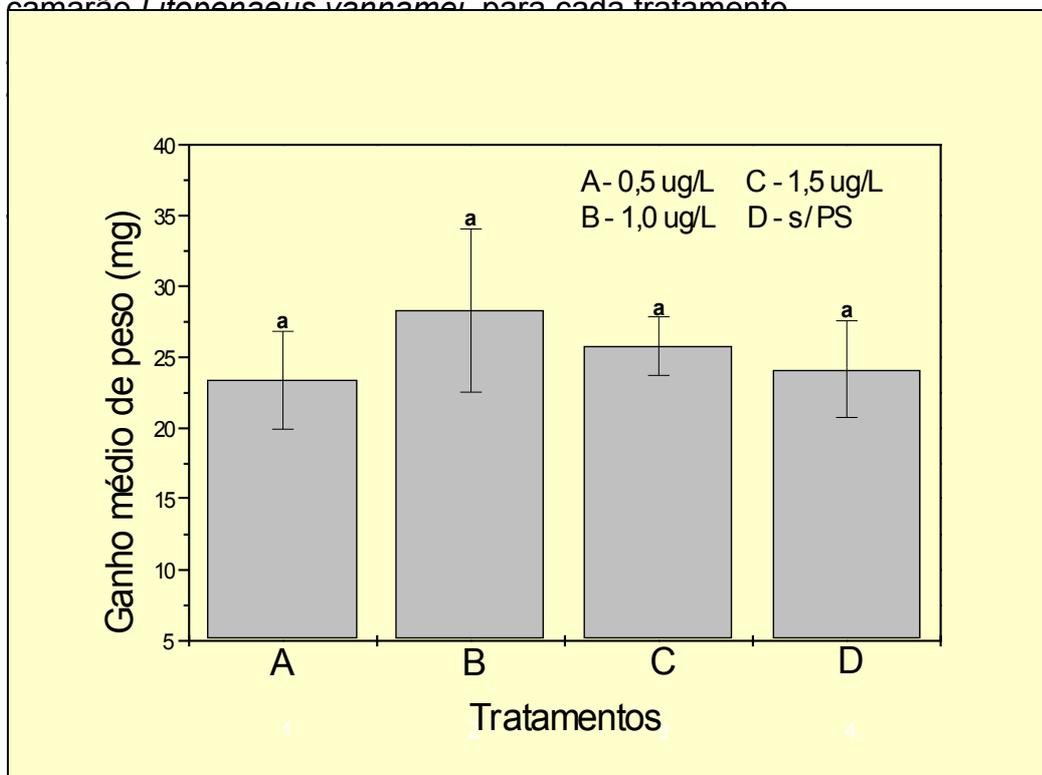


Figura 8: Ganho médio de peso (mg) das PL(s) do camarão *Litopenaeus vannamei*, nos três tratamentos (A, B e C) e controle (D). Letras iguais entre as barras indicam ausência de diferença significativa ao nível de 5%.

4.3 - Sobrevivência

A sobrevivência das pós – larvas do camarão *Litopenaeus vannamei*, ao final do experimento, variou de 19,20% para o tratamento TD₂ (s/ PS) a 43,00% para o tratamento TB₁ (1,0 µg/L) (Tabela 11).

Tabela 11: Sobrevivência final (% e transformação angular) das pós-larvas (pl28) do camarão *Litopenaeus vannamei* nos quatro tratamentos e suas respectivas repetições.—

Tratamentos	Sobrevivência(%)	Transf. angular
A 1	30,25	2,406
A 2	31,75	2,43
A 3	37,00	2,505
A 4	23,50	2,282
B 1	43,00	2,58
B 2	38,50	2,525
B 3	32,20	2,437
B 4	30,70	2,413

C 1	29,20	2,389
C 2	28,70	2,38
C 3	26,50	2,341
C 4	20,50	2,215
D 1	31,70	2,429
D 2	19,20	2,183
D 3	21,50	2,239
D 4	21,50	2,239

As sobrevivências médias, considerando as quatro repetições de cada tratamento, ao final do experimento foram $30,63 \pm 5,56$; $36,10 \pm 5,71$; $26,20 \pm 4,00$ e $23,50 \pm 5,59$ mg para os tratamentos A, B e C e controle D, respectivamente (Tabela 12).

Tabela 12: Sobrevivência média das pós – larvas de camarão, *Litopenaeus vannamei*, nos quatro tratamentos.

Tratamento	Sobrevivência Média (%)	Desvio padrão
A (0,5 µg/L)	30,63	5,56
B (1,0 µg/L)	36,10	5,71
C (1,5 µg/L)	26,20	4,00
D (s/ PS)	23,50	5,59

Para a realização da análise de variância, os valores em porcentagem da sobrevivência das pós larvas do camarão *Litopenaeus vannamei* foram transformados em seus respectivos valores angulares (Tabelas 11 e 13). As sobrevivências médias das pós-larvas, nos diferentes tratamentos (A, B e C) e controle (D), apresentaram diferenças significativas ao nível de 5% ($\alpha=0,05$). A posterior análise, utilizando o teste *t*, mostrou que as sobrevivências entre os tratamentos A e B, A e C, A e D, e C e D não apresentaram diferenças significativas ($\alpha=0,05$).

Por outro lado, as sobrevivências entre os tratamentos B e C e B e D apresentaram diferenças significativas ao nível de 5% ($\alpha=0,05$). Desta forma, as pós

– larvas do tratamento B (1,0 µg/L) apresentaram uma maior sobrevivência do que as PL(s) dos tratamentos C (1,5 µg/L) e D (s/ PS) e sem diferença para a sobrevivência das pós – larvas do tratamento A (0,5 µg/L) (Figura 3).

Tabela 13: Transformação angular dos valores da sobrevivência média das pós – larvas do camarão *Litopenaeus vannamei*, nos quatro tratamentos.

Tratamento	Sobrevivência Média (%)	Transformação angular
A (0,5 µg/L)	30,63	2,406
B (1,0 µg/L)	36,10	2,489
C (1,5 µg/L)	26,20	2,331
D (s/ PS)	21,50	2,273

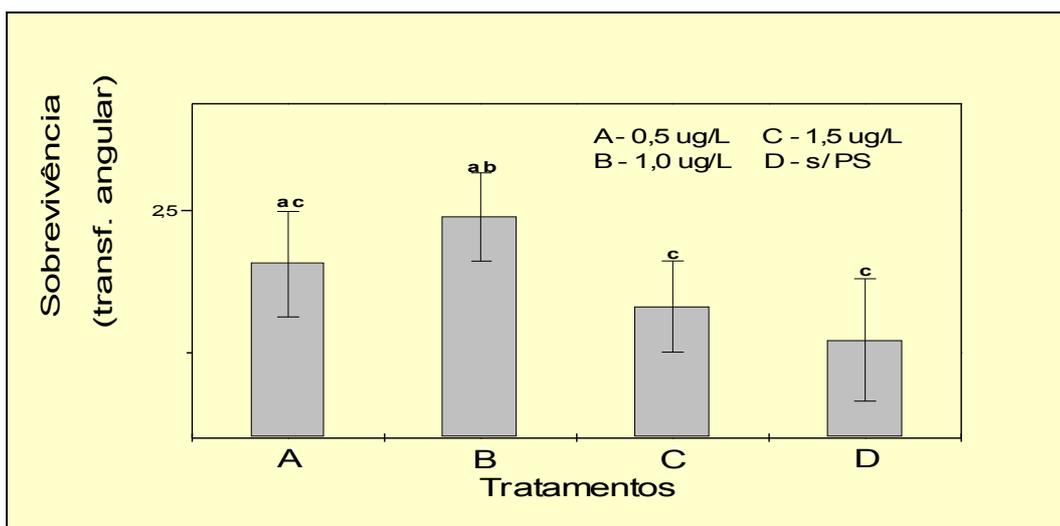


Figura 9: Sobrevivência média (transformação angular) das PL(s) do camarão *Litopenaeus vannamei*, nos três tratamentos (A, B e C) e controle (D). Letras diferentes entre as barras indicam diferença significativa ao nível de 5%.

4.4 - Parâmetros Físico - Químicos

Os parâmetros físico-químicos da água foram avaliados todos os dias às 19 hs. Durante o experimento, os valores de temperatura variaram de 27,1 a 29,5°C com uma média de 28,5 °C, os de oxigênio dissolvido variaram de 5,40 a 6,92 mg/L com uma média de 6,48 mg/L e os valores de pH variaram de 7,70 a 8,22 com média de 8,06 (Tabela 14).

Tabela 14: Valores dos parâmetros físicos – químicos das PL (s) do camarão, *Litopenaeus vannamei*, durante o experimento.

Parâmetros	Dias do experimento								Média
	1	2	3	4	5	6	7	8	
Temperatura (°C)	27,1	27,4	28,2	29,5	29,4	29,1	28,2	29,3	28,5
Oxigênio (mg/l)	5,40	6,52	6,70	6,67	6,55	6,92	6,72	6,35	6,48
pH	8,20	8,11	7,70	8,16	8,22	8,04	7,97	8,05	8,06

Recentemente, CAMPA-CÓRDOVA et al. (2002) mostraram que a imersão de juvenis do camarão *Litopenaeus vannamei*, durante 6 horas, em soluções contendo polissacarídeos aumentou a produção do ânion superóxido e a atividade da enzima superóxido dismutase, indicando um efeito imunoestimulante. Este efeito foi 2,0 e 1,4 vezes maior do que o observado nos controles, quando os animais foram imersos em soluções de β -glucano e polissacarídeo sulfatado, respectivamente.

Muitos trabalhos têm evidenciado a relação existente entre a imunoestimulação e a aceleração do crescimento, bem como com um aumento da resistência a infecções causadas por bactérias e vírus, tanto em peixes como em crustáceos (SAKAI, 1999).

Neste trabalho, a imersão de pós-larvas do camarão *Litopenaeus vannamei* em uma solução contendo polissacarídeos sulfatados extraídos de uma macroalga marinha vermelha aumentou, significativamente ($\alpha=0,05$), a sobrevivência dos

animais. Por outro lado, não foi observado nenhum aumento significativo no ganho de peso e/ou peso final dos animais tratados com os polissacarídeos.

Chotigeat et al. (2004) demonstraram que a administração oral de fucoidan, um polissacarídeo sulfatado extraído da alga marinha parda *Sargassum polycystum*, no camarão *Penaeus monodon* aumentou a taxa de sobrevivência dos animais submetidos à infecção pelo vírus causador da síndrome da mancha branca (WSSV). O controle da infecção pelo WSSV em camarões já tinha sido reportado para o camarão *Penaeus japonicus*, quando submetidos a dietas contendo outro fucoidan extraído da alga parda *Cladosiphon okamuranus* (TAKAHASHI et al., 1998).

Itami et al. (1998) demonstraram que camarões, *P. japonicus*, administrados oralmente, durante 65 dias, com peptídeo glucano tiveram a sobrevivência aumentada significativamente (63.4%) quando submetidos à infecção com *V. penaeicida*, comparado ao controle (25%). Quando o período de administração foi aumentado para 95 dias as sobrevivências foram 81,7% e 20%, para os camarões administrados com glucano e o controle, respectivamente.

As pós-larvas do camarão *L. vannamei* imersas em soluções contendo os polissacarídeos sulfatados da alga marinha *B. occidentalis*, apresentaram uma sobrevivência de 36,1% contra 21,5 % do controle sem polissacarídeo. Esta pequena, porém significativa diferença ($\alpha=0,05$) pode ser explicada pelo curto período de administração dos polissacarídeos (8 dias). De fato, quando Itami et al. (1998) aumentaram o período de administração do peptídeo glucano em *P. japonicus*, a taxa de sobrevivência também foi aumentada.

Vários autores também relataram o efeito benéfico na sobrevivência de peixes, quando submetidos a tratamentos contendo imunoestimulantes.

Park e Jeong (1996) relataram que as taxas de sobrevivência de tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*, submetidas à infecção com *Edwardsiella tarda*,

aumentaram significativamente em tilápias administradas oralmente ou intrepritonialmente com peptídeo-glucano (PS-K), quando comparadas com o controle.

Jeney e Anderson (1993) mostraram que trutas arco íris, *Oncorhynchus mykiss*, imersas em solução com imunoestimulantes (Levamisol, QAC, ISK) e submetidas à infecção com *Aeromonas salmonicida*, tiveram a mortalidade adiada quando comparadas com o controle.

Couso et al. (2003) mostraram que a administração oral de glucanos em *Sparus aurata*, submetidos à infecção por *Photobacterium damsela*, resultou na redução das taxas de mortalidade. Os autores discutiram também a importância da concentração e do período de administração do glucano para se obter uma proteção ótima contra esta doença.

A administração de peptídeo-glucano (PS-K) nas doses de 0,025; 0,1 e 0,4 mg/g de peso promoveram um grau de proteção similar em tilápias, quando submetidas à infecção por *E. tarda*. No entanto, quando uma dose maior foi administrada (0,9 mg/g) foi observada uma resistência menor que as doses mais baixas, demonstrando a existência de uma dosagem ótima para se obter um efeito máximo (PARK; JEONG, 1996).

Neste estudo, o aumento na sobrevivência das pós-larvas de *L. vannamei*, submetidas a banhos de imersão com os polissacarídeos de *B. occidentalis*, não se mostrou dependente da dose. Na realidade, a dose intermediária de 1,0 µg/L foi a que apresentou o melhor resultado. Quando esta dose foi aumentada para 2,0 µg/L, não foi observada nenhuma melhora na taxa de sobrevivência dos animais.

A administração oral do fucoidan, extraído da alga marinha parda *Cladosiphon okamuranus*, no camarão *P. japonicus* em concentrações de 60 e 100mg de fucoidan/kg camarão/dia, durante 15 dias, resultou em uma sobrevivência

média de 77 e 76%, respectivamente e 0% para o controle (sem fucoidan), quando os camarões foram submetidos à infecção com o vírus da mancha branca (WSSV) (TAKAHASHI et al., 1998). Desta forma, o aumento da dose também não resultou em um aumento na taxa de sobrevivência.

Os relatos indicam que baixas doses de polissacarídeos sulfatados produzem uma resposta melhor em relação à sobrevivência e/ou ganho de peso do que doses mais elevadas. Segundo Sakai (1999), o efeito dos imunostimulantes é diretamente dependente da dose ideal, pois altas doses podem não melhorar e até mesmo serem inibidoras da resposta imunológica.

Os polissacarídeos sulfatados de *B. occidentalis* foram caracterizados recentemente (FARIAS et al., 2000) e são constituídos, principalmente, de unidades repetitivas de um dissacarídeo composto de D-galactose sulfatada. Este polissacarídeo sulfatado apresentou uma potente atividade anticoagulante. Além disso, quando testado em um modelo de trombose venosa em ratos, apresentou também atividade antitrombótica. No entanto, a atividade antitrombótica deste polissacarídeo também não foi dose-dependente neste modelo, perdendo a atividade em doses elevadas. Desta forma, quando o polissacarídeo sulfatado foi administrado, intravenosamente, na dose de 0,2 mg/kg de peso atingiu seu efeito máximo e, quando a dose foi elevada para 0,5 mg/kg de peso, a atividade foi completamente abolida (FARIAS et al., 2001).

Assim, em experimentos de atividade biológica utilizando polissacarídeos sulfatados de algas marinhas é extremamente importante a determinação da dose ideal para se obter o melhor efeito, não importando o tipo de atividade a ser testada.

A atividade imunostimulante também pode ser traduzida em um aumento no ganho de peso dos animais, o que é considerado um efeito adicional da estimulação do sistema imunológico de peixes e camarões (SAKAI, 1999).

As pós-larvas do camarão *L. vannamei*, imersas em solução de polissacarídeos sulfatados, extraídos da alga marinha *B. occidentalis*, não apresentaram diferença significativa ao nível de 5% em relação ao ganho de peso e ao peso médio final, quando comparados ao controle. No entanto, quando estes mesmos polissacarídeos foram administrados na ração de alevinos de tilápia, *Oreochromis niloticus*, foi observado um ganho de peso e peso médio final, significativamente maior (FARIAS et al., 2004). Os autores também não observaram um efeito dose-dependente, sendo a dose de 0,1 mg/g de peso vivo a que mostrou os melhores resultados.

A maioria dos trabalhos com imunoestimulantes utilizam alguma forma de estresse nos peixes e/ou camarões para induzir uma diminuição nas defesas desses organismos e assim, avaliar a eficácia das drogas testadas. A forma mais comum é a utilização de microorganismos patogênicos no entanto, outros mecanismos como o estresse por transporte e manuseio excessivo dos animais também têm sido utilizados.

Jeney et al. (1977) utilizaram diferentes doses de glucanos para testar sua eficácia em ativar o sistema imunológico não específico de trutas, *O. mykiss*, submetidas a um estresse de transporte durante duas horas. Os autores concluíram, inicialmente, que o transporte diminuiu as defesas dos animais. No entanto, quando os peixes foram alimentados com baixas doses de glucanos, algumas semanas antes do transporte, observou-se uma prevenção nos efeitos negativos do estresse.

No presente trabalho, a aplicação dos banhos de imersão mostrou-se bastante estressante pois, a cada troca total de água, muitas mortes foram verificadas em todos os tratamentos. Assim, a redução da mortalidade neste experimento pode ser considerada um efeito adicional de uma possível imunoestimulação.

A avaliação real da atividade imunoestimulante em camarões deverá levar em conta alguns indicadores como, por exemplo, o aumento do número total de hemócitos, a elevação da atividade hemaglutinante da hemolinfa e o aumento na produção de óxido nítrico (ESPINOSA et al., 2002). No entanto, a avaliação de uma possível atividade através de um aumento no crescimento e/ou sobrevivência dos animais testados é um primeiro passo para a seleção de novas substâncias imunoestimulantes.

Os polissacarídeos sulfatados obtidos da macroalga marinha vermelha *B. occidentalis* apresentam um grande potencial para melhorar a produção em aquicultura, seja através de um aumento no crescimento e/ou ganho de peso em alevinos de tilápias ou melhorando a sobrevivência de pós-larvas de camarões. Desta forma, sugerimos que os próximos trabalhos utilizando esses polissacarídeos sejam conduzidos para uma avaliação dessa atividade nos fluidos corporais desses animais.

5. CONCLUSÕES

A administração dos polissacarídeos sulfatados da macroalga marinha vermelha *Botryocladia occidentalis* em pós-larvas do camarão *Litopenaeus vannamei*, utilizando banhos de imersão, melhorou a sobrevivência dos animais;

A utilização desses polissacarídeos sulfatados não influenciou no peso final nem no ganho de peso dos animais;

O efeito dos polissacarídeos sulfatados da alga marinha na elevação da taxa de sobrevivência dos camarões não se mostrou dose-dependente, sendo a dose de 1,0µg/L a mais efetiva;

Os banhos de imersão também foram eficientes em promover um certo nível de estresse, visto que a mortalidade aumentou durante as trocas de água;

Os polissacarídeos sulfatados extraídos da alga marinha vermelha *Botryocladia occidentalis* aumentaram a resistência dos animais durante o estresse provocado pelos banhos de imersão.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BAGNI, M. et al. Short-and long-term effects of a dietary yeast β -glucan (Macrogard) and alginic acid (Ergosan) preparation on immune response in sea bass (*Dicentrarchus labrax*). Ver: **Fish & Shellfish Immunology**, p. 311-325, Roma – Itália, 2005. /no prelo/

BRAAK, C.B.T.de. **Haemocytic defence in black tiger shrimp (*Penaeus monodon*)**. 2002.168f. Tese (Phd em Biology) - Wageningen Institute of Animal Sciences, Wageningen University, The Netherlands, 2002.

BOISSON-VIDAL, C. et al. Biological activities of polysaccharides from marine algae. **Drugs of the future**, v.20, n12, p.1237 – 1249, 1995.

BORGHETTI, J.R.; OSTRENSKY, A.; BOSCARDIN N. R. **Aquicultura**: uma visão geral sobre a produção de organismos aquáticos no Brasil e no mundo. Curitiba: GIA, 2003. 129 p.

_____. **Camarões Marinhos**. Viçosa: Aprenda Fácil, 2001. Vol I. 255p., il.

BRICKNELL, Ian; DALMO, Roy A. The use of immunostimulants in fish larval aquaculture. Ver: **Fish & Shellfish Immunology**, 2005. /no prelo/

CAMPA-CÓRDOVA et al. Generation of superoxide anion and SOD activity in haemocytes and muscle of American white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) as a response to β -glucan and sulphated polysaccharide. **Fish & Shellfish Immunology**, v.12, p353–366, 2002.

CARVALHO, Luciana Retz de; ROQUE, Nidia F. Fenóis halogenados e /ou sulfatados de macroalgas marinhas. **QUÍMICA NOVA**, p. 757-763, Salvador: Universidade Federal da Bahia, maio 2000.

CENAIM INFORMA, Boletín Informativo Quincenal, **15 de Noviembre de 2001** WSSV y temperatura, inmunoestimulantes, vitaminas... Como se relaciona todo?.

CHOTIGEAT, Wilaiwan et al. Effect of fucoidan on disease resistance of black tiger shrimp. **Aquaculture**, v. 233, p. 23-30, 2004.

COOK, M. T et al. Administration of a commercial immunostimulant preparation, EcoActiva as feed supplement enhances macrophage respiratory burst and the growth rate of snapper (*Pagrus auratus*, Sparidae (Bloch and Schneider)) in winter. **Fish & Shellfish Immunology**, v.12, p.1-13, 2002.

COUSOA, Norma et.al. Effect of oral administration of glucans on the resistance of gilthead seabream to pasteurellosis. **Aquaculture**, v. 219, p. 99-109, 2003.

Diagnosticado vírus da Mancha Branca em criatórios do CE. **O Povo**, Fortaleza, 2005. Disponível em: <<http://www.noolhar.com/opovo/fortaleza/481761.html>>. Acesso em 08 de jun. 2005.

ESTEBAN, M.A. et al. Immunomodulatory effects of dietary intake of chitin on gilthead seabream (*Sparus aurata* L.) innate immune system. **Fish & Shellfish Immunology**, v.11, p.303-315, 2001.

FAO. **The State of World's Fisheries and Aquaculture 2002**. FAO Information Division. Rome, Italy, 2003. Disponível em: <http://www.fao.org/sof/sofia/index_en.htm>. Acesso em 29 de jun. 2004.

FARIAS, W. R. L. **Estrutura e atividades anticoagulantes e antitrombótica de galactanas sulfatadas da alga *Botryocladia occidentalis***. 2000, 173p. Tese (Doutorado em Bioquímica) – Departamento de Bioquímica Médica, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2000.

FARIAS, W. R. L. et al. Structure and anticoagulant activity of sulfated galactans. **Journal of Biological Chemistry**, v 275, n.38, p 29299-29307, 2000.

FIGUEIREDO, M.C.B et al. Avaliação da demanda hídrica da carcinicultura em águas interiores. SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 13, 2004 Fortaleza. **Anais...**Fortaleza: PAIVA, E.M, 2004, p 64.

FONSECA, C; CARVALHO. T. Resumo do Relatório de Impacto da Mionecrose Infecciosa no Cultivo do *Litopenaeus vannamei*, **revista da abcc**, ano 6, p, 36-39, dez. 2004.

HAUTON, C; SMITH. V. J. In vitro cytotoxicity of crustacean immunostimulants for lobster (*Homarus gammarus*) granulocytes demonstrated using the neutral red uptake assay. **Fish & Shellfish Immunology**, v.17, p 65-73, 2004.

ITAMI,T. et al. Enhancement of disease resistance of kuruma shrimp, *Penaeus japonicus*, after oral administration of peptidoglycan derived from *Bifidobacterium thermophilum*. **Aquaculture**, Amsterdam, v.164, p. 277-288, 1998.

JENEY. G; ANDERSON. D. P. Enhanced immune response and protection in rainbow trout to *Aeromonas salmonicida* bacterin following prior immersion in immunostimulants. **Fish & Shellfish Immunology**, v3, p51-58,1993.

JENEY, G. et al. Prevention of stress in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed diets containing different doses of glucan. **Aquaculture**, Amsterdam, v.154, n1, p.1-15, 1997.

JORY, D. E.; CABRERA, T, R; DUGGER, D. M. **Inland shirmp farming:potencial and contrainst**. In: The World Aquaculture Society 2003.19 a 23 de Maio, Salvador, Book of Abstracts, p.385. vol 1.

JURGENFELD, V. SUSPEITA DE VÍRUS EM CAMARÃO DE SC. VALOR ECONÔMICO-SP. DISPONÍVEL EM< [HTTP://WWW.AGRIBRANDS.COM.BR](http://www.agribrands.com.br)>. ACESSO EM 21 FEV.2005.

KAARNA, B. Camarão: um mar de oportunidades. **Aqüicultura e Pesca-Revista do Grupo Dipemar**, Chapecó, n 7, p. 22-26, 2005.

LEE, Y, K. et al. Enhancing phagocytic activity of hemocytes and disease resistance in the prawn *Penaeus merguensis* by feeding *Spirulina platensis*. **Journal of Applied Phycology**. v15, p 279–287, 2003.

LIGHTNER, D.V. et al. **Infectious Myonecrosis (IMN)**: a new virus disease of *Litopenaeus vannamei*. In: Livro de Resumos do Aquaculture 2004. Honolulu, Havai, EUA.

LIGHTNER, D. V. **Infectious Hypodermal and Haematopoetic Necrosis**. OIE Aquatic Animal Disease Cards. Disponível em: <<http://www.oie.int>>. Acesso em 23 de fev.2005.2000.

MERINO-CONTRERAS, M. L. Mucosal immune response of spotted sand bass *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner, 1868) orally immunised with an extracellular lectin of *Aeromonas veronii*. **Fish & Shellfish Immunology**, v.11, p.115-126, 2001.

MILES, D. J. C. et al. Immunostimulation of striped snakehead *Channa striata* against epizootic ulcerative syndrome. **Aquaculture**, Amsterdam, v.195, n1, p.1-15, 2001.

NUNES, A. J. P. O cultivo de Camarão *L.vannamei* em Águas Oligohalinas. **Panorama da Aqüicultura**. Rio de Janeiro, vol 11, n 66, p. 17-23, jul/ago de 2001.

_____. **Fundamentos da Engorda de Camarões Marinhos**. São Lourenço da Mata: Purina do Brasil, 2004. 48p., il.

NUNES, A. J. P.; MARTINS, P.C. Avaliando o estado de Saúde de Camarões Marinhos na Engorda. **Panorama da Aqüicultura**, Rio de Janeiro, vol 12, n 72, p 23-33, jul/ago.2002.

PAIVA, et al. Cabeça de camarão: problema ambiental ou matéria prima para ração animal. SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 13., 2004 Fortaleza. **Anais...** Fortaleza: PAIVA, E. M, 2004, p. 81-85.

PARK, H. H; JEONG, H. D. Enhanced resistance against *Edwardsiella tarda* in tilapia (*Oreochromis niloticus*) by administration of protein-bound polysaccharide. **Aquaculture**, Amsterdam, v.143, n. 3, p.135-143,1996.

PENG Li; DELBERT M. Gatlin III. Evaluation of the prebiotic GroBiotic®-A and brewers yeast as dietary supplements for sub-adult hybrid striped bass (*Morone chrysops* x *M. saxatilis*) challenged in situ with *Mycobacterium marinum*. **Aquaculture**. 2005. /no prelo/

ROCHA, I. P.; RODRIGUES, J. **O agronegócio do camarão cultivado em 2003**. Recife: ABCC, 2004. 20p.(b)

_____. A carcinicultura brasileira em 2003. **Revista da ABCC**, Recife. Ano 6, (1):30-36. 2004.(a)

ROQUE, A.M.T. **An overview of the shrimp disease problem in Mexico with emphasis on Taura Syndrome and Whie stot syndrome**, Laboratorio de Bacteriologia, Unidad Mazatlán en Acuicultura y Manejo Ambiental, Mazatlán, 2000.12P

SAKAI, M. Current research status of fish immunostimulants. **Aquaculture**, Amsterdam, v.172, p.63-92, 1999.

SMITH et al., Immunostimulation in crustaceans: does it really protect against infection?. **Fish & Shellfish Immunology**, v.00, p.1-20, 2003.

SUPHANTHARIKA M, et al. Preparation of spent brewer_s yeast b-glucans with a potential application as an immunostimulant for black tiger shrimp, *Penaeus monodon*. **Bioresource Technology**, v.88 , p 55–60, 2003.

THOMASI, Adriana; MONTEIRO, Viviane. Mercado da Pesca. **Gazeta Mercantil – Gazeta do Brasil**, São Paulo, 12 maio 2005. InvestNews, p. 15.

VADSTEIN,O. The use of immunostimulation in marine larviculture: possibilities and challenges. **Aquaculture**, Amsterdam, v.155, n1/4, p.405-421,1997.

VADSTEIN, O. et al. A strategy to obtain microbial control during larval development of marine fish. In: REINERTSEN, H.et al.(Eds) **Fish farming technology**. Balkema Publishers, p.69-75, 1993.

VALENÇA, A. R; MENDES. N. G. CULTIVO DE *Litopenaeus vannamei*: água doce ou oligohalina, **Panorama da Aqüicultura**, Rio de Janeiro, v.13, n 78, jul/ago. 2003.

VARGAS-ALBORES,F. Herramientas para determinar inmunoestimulación. Memorias del Simposium Internacional de Nutrición Acuícola,6, 2002,Cancun.

VINATEA, A. L. **Fundamentos de Aqüicultura**. Florianópolis: UFSC, 2004.349p.,il.

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](#)