

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
INSTITUTO DE CIÊNCIAS DO MAR- LABOMAR
PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS MARINHAS TROPICAIS**

***VIBRIO* EM CAMARÃO E NA ÁGUA DE TRÊS
FAZENDAS DE CARCINICULTURA DO
CEARÁ**

ANAHY DE SOUZA LIMA

**FORTALEZA- CE
Junho/2007**

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
INSTITUTO DE CIÊNCIAS DO MAR- LABOMAR
PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS MARINHAS TROPICAIS**

**VIBRIO EM CAMARÃO E NA ÁGUA DE TRÊS
FAZENDAS DE CARCINICULTURA DO
CEARÁ**

ANAHY DE SOUZA LIMA

Dissertação apresentada ao Curso de Mestrado em Ciências Marinhas Tropicais do Instituto de Ciências do Mar da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para a obtenção do título de MESTRE

Orientadora: Prof^ª. Dra. REGINE HELENA S. DOS FERNANDES VIEIRA

**FORTALEZA- CE
Junho/2007**

Após a finalização dos trabalhos da defesa de Dissertação de Mestrado da aluna **Anahy de Souza Lima**, intitulada “*VIBRIO* EM CAMARÃO E NA ÁGUA DE TRÊS FAZENDAS DE CARCINICULTURA DO CEARÁ”, a Banca Examinadora considerando o conteúdo do trabalho e a apresentação realizada considera a **DISSERTAÇÃO APROVADA**.

Profa. Dra. Regine Helena Silva dos Fernandes Vieira

(orientadora)

Profa. Dra. Tereza Cristina Vasconcelos Gesteira

(membro interno)

Prof. Dr. Gustavo Hitzschky Fernandes Vieira

(membro externo)

Fortaleza, 18 de junho de 2007

Canção do bom camarão

Regine Limaverde

Se em águas sujas vivo,
contamino-me.
Preciso de limpidez, clareza,
para que nelas nade,
me arrume, me nutra.
Cedo ou tarde
cairei na panela dos restaurantes.
Então, não quero levar a culpa
de ter sido displicente
com meu asseio.
Quero antes de tudo
servir à moça que janta
com seu namorado,
indecisa, sorridente, leve.
Quero levar alegria
à dona de casa que faz
de mim, festa.
Quero levar risos às mesas.
Quero ser eu mesmo o baile,
a dança, a felicidade.
Chame o carcinicultor
e exija.. Brigue, fale.
Só recebe quem pede.
Só ganha quem luta.
A palavra é a força.

DEDICO

Aos meus pais, Pedro e Maria Manilza, meus maiores incentivadores, sempre acreditaram no meu potencial, me apoiando nos momentos mais difíceis da vida.

Agradeço

A Deus, quem atribui toda a minha força, e que sempre esteve por perto em todos os momentos me dando coragem para continuar.

Ao meu marido André, por todo seu amor e paciência, entendendo a minha ausência.

À minha irmã Araci, minha grande incentivadora, sempre me apoiando e acreditando em mim.

Ao meu irmão Acir, por todo seu apoio.

As minhas amigas Cristiane, Gleire e Janisi, que me adotaram como irmã. Sem a ajuda, o apoio e o carinho de vocês eu não teria conseguido.

À professora Tereza Cristina, por toda ajuda durante esse trabalho.

À Edirsana, que por vários momentos foi literalmente meu braço direito e o esquerdo também.

Ao Luís (Buda) pela ajuda nas configurações dos mapas e por sua amizade.

Ao Pedro Alexandre e João Mafaldo, por fazerem das viagens momentos inesquecíveis.

A Karla, Walleska e Susy, que mesmo estando distantes se fazem presentes com toda sua atenção.

As minhas companheiras de laboratório Danny, Claudia, Camila e Rosa. Muito obrigada por toda ajuda.

Ao Professor Aduino Fonteles, por sua contribuição no tratamento estatístico.

Aos meus colegas de mestrado Sheila, Emanuelle, Sâmara, Raquel, Técia, Franzé, Rafaela, Edivar, Gustavo, Gledson Fabiano, Cleyton e Hassan.

À Norma e Oscarina, meu agradecimento mais que especial. Obrigada por toda a ajuda.

A secretária do mestrado Rosângela por sua paciência e compreensão.

À FINEP, pelo financiamento do projeto

À FUNCAP pela concessão da bolsa.

Ao LABOMAR pelo uso de suas instalações.

Agradecimento Especial

À minha orientadora Regine Vieira, por ter me aceito em seu grupo, ter me orientado e conduzido de forma segura no decorrer desses anos, não só nos trabalhos em laboratório como em todos os aspectos da vida.

ÍNDICE

LISTA DE TABELAS

LISTA DE FIGURAS

RESUMO

ABSTRACT

1. INTRODUÇÃO	16
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	18
2.1. Camarão <i>Litopenaeus Vannamei</i>	18
2.2 <i>Vibrio</i> spp.	19
2.3 Vibriose em camarão	20
2.4 <i>Vibrios</i> patógenos ao homem	22
2.5. Variáveis ambientais que influenciam o crescimento de <i>Vibrio</i> spp.	25
2.5.1. Temperatura	25
2.5.2. pH	26
2.5.3. Salinidade	26
3. MATERIAIS E METÓDOS	27
3.1. Locais de Coleta	27
3.2. Preparação das amostras	28
3.2.1. Água	28
3.2.2. Camarão	30
3.3. Contagem de colônias	32
3.4.. IDENTIFICAÇÃO MORFOLÓGICA E BIOQUÍMICA DAS CEPAS DE <i>Vibrio</i> spp.	32
3.4.1. Coloração de gram	33
3.4.2. Motilidade	33
3.4.3. Identificação Morfológica e Bioquímica das cepas de <i>Vibrio</i> spp.	33
3.4.3.1. Prova de Produção de Citocromo Oxidase	34
3.4.3.2. Produção de Indol	34
3.4.3.3. Fermentação de Carboidratos	34
3.4.3.4. Hidrólise da Arginina e Descarboxilação da Lisina e da Ornitina	35
3.4.3.5. Prova do ONPG (o-nitrofenil β-D-galactopiranosídeo)	35

3.4.3.6. Tolerância ao NaCl	35
3.4.3.7. Prova de Vogues-Prokauer	36
3.5. Testes adicionais	36
3.5.1. Teste de Redução de Nitrato	36
3.5.2. Teste da Liquefação da Gelatinase	37
3.5.3. Crescimento a 4, 35 e 40°C	37
3.5.4. Resistência a Ampicilina 10µg	37
3.5.5. Resistência ao O129 10µg	38
4. TESTES ESTATÍSTICOS	38
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	39
6. CONCLUSÕES E RECOMENDAÇÕES	73
7. REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA	74

Lista de tabelas

Tabela 01	Contagem de <i>Vibrio</i> spp. expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/mL), em amostras de água nos dois ciclos de cultivo (estio e chuva), em três fazendas de camarão marinho (<i>Litopenaeus vannamei</i>) situadas no estado do Ceará.	40
Tabela 02	Média absoluta e logaritimizada (log ₁₀) das contagens de colônias sacarose positiva e negativa, expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/mL), de <i>Vibrio</i> em amostras de água de dois viveiros, durante os períodos de estio e chuva, do cultivo em <i>Litopenaeus vannamei</i> , situada na Fazenda A.	42
Tabela 03	Média absoluta e logaritimizada (log ₁₀) das contagens de colônias sacaroses positiva e negativa, expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/mL), de <i>Vibrio</i> em amostras de água de dois viveiros, durante os períodos de estio e chuva, do cultivo em <i>Litopenaeus vannamei</i> , situada na Fazenda B.	44
Tabela 04	Média absoluta e logaritimizada (log ₁₀) das contagens de colônias sacaroses positiva e negativa, expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/mL), de <i>Vibrio</i> em amostras de água de dois viveiros, durante os períodos de estio e chuva, do cultivo em <i>Litopenaeus vannamei</i> , situada na Fazenda C.	46
Tabela 05	Média das contagens em números absolutos e logaritimizados de <i>Vibrio</i> spp. expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/g), de amostras de pós-larva e hepatopâncreas de camarão, nos dois ciclos de cultivo (estio e chuva), em três fazendas de camarão marinho (<i>Litopenaeus vannamei</i>), situadas no estado do Ceará.	48
Tabela 06	Média absoluta e logaritimizada (log ₁₀) das contagens de	49

colônias sacarose positiva e negativa, expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/g), de *Vibrio* em amostras de pós-larva e hepatopâncreas de camarão, durante os períodos de estio e chuva, do cultivo em *Litopenaeus vannamei*, situada na Fazenda A.

Tabela 07	Média absoluta e logaritimizada (log ₁₀) das contagens de colônias sacaroses positiva e negativa, expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/mL), de <i>Vibrio</i> em amostras de pós-larva e hepatopâncreas de camarão, durante os períodos de estio e chuva, do cultivo em <i>Litopenaeus vannamei</i> , situada na Fazenda B	50
Tabela 08	Média absoluta e logaritimizada (log ₁₀) das contagens de colônias sacaroses positiva e negativa, expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/mL), de <i>Vibrio</i> em amostras de pós-larva e hepatopâncreas de camarão, durante os períodos de estio e chuva, do cultivo em <i>Litopenaeus vannamei</i> , situada na Fazenda C.	51
Tabela 09	Espécies de <i>Vibrio</i> isoladas em amostras da água e camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> (pós-larva e hepatopâncreas), de dois viveiros, de uma fazenda (A) situada no estado do Ceará ,durante os períodos de estio e chuva.	59
Tabela 10	Espécies de <i>Vibrio</i> isoladas em amostras da água e camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> (pós-larva e hepatopâncreas), de dois viveiros, de uma fazenda (B) situada no estado do Ceará ,durante os períodos de estio e chuva.	60

Lista de figuras

Figura 01	Mapa dos locais de coleta	26
Figura 02	Fluxograma da água	28
Figura 03	Fluxograma do camarão	29
Figura 04	Comportamento dos vibrios em Unidade Formadora de Colônias por mililitro (UFC/mL) em amostras de água em função da salinidade, em três fazendas de cultivo de <i>L. vannamei</i> , durante as duas estações (estio e chuva).	50
Figura 05	Comportamento dos vibrios em Unidade Formadora de Colônias por mililitro (UFC/g) em amostras de camarão (pós-larva e hepatopâncreas de camarão jovem e adulto) em função da salinidade, em três fazendas de cultivo de <i>L. vannamei</i> , durante as duas estações (estio e chuva).	52
Figura 06	Gráfico referente à quantificação de vibrio sac+ e sac- na água e camarão na fazenda A, localizada no estuário do rio Coreaú, na cidade de Granja- Ceará	64
Figura 07	Gráfico referente à quantificação de vibrio sac+ e sac- na água e camarão na fazenda B, localizada no estuário do rio Acaraú, na cidade de Acaraú- Ceará	66
Figura 08	Gráfico referente à quantificação de vibrio sac+ e sac- na água e camarão na fazenda C, localizada no estuário do rio Jaguaribe, na cidade de Aracati- Ceará	68

RESUMO

O presente estudo teve por objetivo quantificar *Vibrio*, vibrios sac+ e sac- e identificar as espécies de *Vibrio*, presentes no cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei* e na água onde é ele cultivado. Acompanharam-se dois ciclos do cultivo do *L. vannamei* em três fazendas (A, B e C), situadas nos estuários dos rios Acaraú, Coreaú e Jaguaribe (CE), de agosto de 2005 a outubro de 2006, nas estações de chuva e estiagem. Foram analisadas 60 amostras de camarão e 240 amostras de água de viveiro. Foram feitos os testes de Contagem Padrão em Placas (CPP) total de *Vibrio*; CPP das colônias de *Vibrio* sacarose positivas e negativas, e identificação das espécies nas amostras de camarão e na água. O valor mínimo da CPP de *Vibrio* nas amostras de água foi de $2,0 \times 10^2$ UFC/mL nas fazendas A, e C no período de chuva e o máximo foi $1,42 \times 10^8$ UFC/mL na fazenda B, no período de estio. O valor máximo para CPP de *Vibrio* nas amostras de camarão (pós-larva e hepatopâncreas) foi de $4,5 \times 10^8$ UFC/g, na fazenda B no período de estio. O valor mínimo de *Vibrio* sacarose positiva no hepatopâncreas foi $1,00 \times 10^2$ UFC/g nas fazendas A e B no período de chuva e máximo foi $4,5 \times 10^8$ UFC/g na fazenda B, no período de estio. O valor mínimo de *Vibrio* sacarose negativa foi $0,98 \times 10$ UFC/g de hepatopâncreas na fazenda A, no período de chuva e máximo foi de $9,50 \times 10^5$ na fazenda C no período da chuva. A CPP de vibrios das amostras de água e do camarão foi sempre menor no período da chuva. Das amostras de água e camarão das três fazendas foram isoladas 145 cepas de *Vibrio*. Dessas, 62 foram isoladas da água de cultivo do camarão e 56 foram isoladas do camarão (pós-larva e hepatopâncreas). A fazenda B apresentou maior número de diferentes espécies isoladas e identificadas (11). Durante a pesquisa, os isolados de camarão e água do viveiro, apresentaram uma predominância de *Vibrio mimicus*, seguidos de *V. alginolyticus* e *V. tubiashii*. De todas as fazendas, A, B e C, a fazenda A foi a que apresentou um viveiro com a menor taxa de sobrevivência de camarões na despesca: 37,24%, no período da chuva. Nem a quantidade de vibrios total, nem a de sacarose positiva, ou negativa no

hepatopâncreas dos camarões, influencia o índice de sobrevivência dos animais nos viveiros das fazendas, no momento da despesca. A maior ou menor diversidade de víbrios nos camarões não implicou numa maior ou menor taxa de sobrevivência dos animais nos viveiros das fazendas, no momento da despesca. No entanto, quando o número de *Vibrio* foi alto na água e a diversidade baixa, caso da Fazenda A no período da chuva, a taxa de sobrevivência foi afetada negativamente. O número de víbrios é proporcional ao teor de salinidade das águas. Somente os dados da enumeração de víbrios e/ou os dados da enumeração de vibrio sacarose positiva ou negativa não são suficientes para se avaliar a probabilidade de camarões, de um determinado viveiro, virem a adoecer.

Palavras-chave: *Vibrio sac+* e *Vibrio sac -*, *Litopenaeus vannamei*

ABSTRACT

The objective of the present study was to identify *Vibrio* species in cultures of *Litopenaeus vannamei* in Northeastern Brazil. During the rainy and dry seasons from August 2005 to October 2006 two *L. vannamei* culture cycles were observed on three marine shrimp farms (A, B and C) located in the estuaries of Acaraú, Coreaú and Jaguaribe. Sixty shrimp samples and 240 pond water samples were analyzed. The outcome parameters were total vibrio count (standard plate count), saccharose-positive and negative vibrio count, and vibrio species diversity in shrimp and water samples. The lowest total vibrio count found in water samples was 2.0×10^2 CFU/mL (Farms A, and C) during the rainy season and the highest was $1,42 \times 10^8$ CFU/mL (Farm B) during the rainy season. The highest total vibrio count in shrimp samples (post-larvae and hepatopancreas) was $4,5 \times 10^8$ CFU/g (Farm B) during the dry season. The lowest and highest values observed for saccharose-positive colonies in hepatopancreas were 1.00×10^2 CFU/g (Farms A, and B) during the rainy season and $4,5 \times 10^8$ CFU/g (Farm C) during the dry season. The corresponding values for saccharose-negative colonies were 0.98×10 CFU/g (Farm A) and 9.50×10^5 CFU/g (Farm C), both in the rainy season. Vibrio counts were always lower in samples collected during the rainy season. A total of 118 *Vibrio* strains were isolated from the water (n=62) and shrimp (n=56) samples collected at the three farms. Farm B had the largest number of identifiable vibrio species (11). The most frequently isolated species was *Vibrio mimicus*, followed by *V. alginolyticus* and *V. tubiashii*. The lowest survival rate (37.24%) during harvesting was observed for one of the ponds at Farm A during the rainy season. Neither species diversity, nor total vibrio counts, nor saccharose-positive and negative vibrio counts in hepatopancreas samples, was associated with survival rates during harvesting. However, the combination of high vibrio counts and low species diversity observed in water samples from Farm A during the rainy season may have affected survival rates negatively. The number of vibrios increases in proportion with salinity. The likelihood of a vibrio infection in a given shrimp

population cannot be determined by total vibrio counts or saccharose-positive and negative counts alone.

Key words: *Vibrio sac+* and *Vibrio sac-*, *Litopenaeus vannamei*

1 – INTRODUÇÃO

Atualmente, o Brasil é o país com a maior produtividade de camarão de cultivo do mundo, quase 6,5 toneladas anuais por hectare, seguido da Tailândia, com a metade da eficiência brasileira. Apesar disso, o preço do camarão brasileiro no exterior é o menor entre os grandes produtores, chegando a US\$ 4.29/Kg de janeiro a junho no ano de 2004 (ROCHA, 2004) enquanto os Estados Unidos, por exemplo, tinham seu produto vendido, ao longo de 2003, por um preço médio de 4.46 dólares/Kg, e os chineses, maiores produtores mundiais, a 5.52 dólares/ Kg (REVISTA GLOBO RURAL, 2005).

Assim, o cultivo de camarão marinho vem-se intensificando no mundo, sendo encontrado no Brasil, principalmente na região nordeste, nos Estados do Ceará, Paraíba, Piauí e Rio Grande do Norte. Nos últimos quatro anos a carcinicultura dessa região concentrou 97% da produção nacional (VALENÇA; MENDES, 2004).

Estimou-se que a produção brasileira de camarão marinho (camarão cultivado), em 2005, foi de 65.000 toneladas e a exportação foi de 41.947 t. (dados da ABCC de 2007).

Nas décadas de oitenta e noventa, as doenças infecciosas tiveram um efeito devastador no cultivo de camarão marinho, causando colapso na produção de grandes países produtores e desencadeando grandes perdas para a indústria. A partir de então, as enfermidades passaram a ser vistas como obstáculo e uma ameaça à viabilidade da atividade. Apesar de algumas doenças ocorrerem habitualmente em algumas fazendas de cultivo no Brasil, seu impacto econômico não era considerado expressivo quando comparado a outros países (NUNES ; MARTINS, 2002).

A carcinicultura mundial vem experimentando perdas significantes na produção, provocada por patógenos bacterianos do gênero *Vibrio*, especialmente nas fases de larvicultura e na engorda dos camarões (fase juvenil) Aguirre-Guzmán et al. (2004).

Panicker et al. (2004) afirmam que dentre as várias espécies pertencentes ao gênero *Vibrio*, autóctone de ambientes marinhos e

estuarinos, *V. vulnificus*, *V. parahaemolyticus* e *V. cholerae* são as principais causadoras de gastroenterite no homem, e, em alguns casos, de septicemia. Hayat et al. (2006) alertam para o risco que o consumo de alimentos de origem marinha pode representar para a saúde pública, uma vez que cepas de *V. parahaemolyticus* toxigênica (O3:K6) têm sido isoladas dessas fontes, apresentando potencial para provocar pandemias.

A partir das informações acima, o presente estudo teve como objetivo:

1. Quantificar vibrios sacarose positiva e negativa da água de cultivo e do camarão de três fazendas no Estado do Ceará, durante o ciclo de desenvolvimento do crustáceo.

2. Isolar vibrios de pós-larva do camarão cultivado *Litopenaeus vannamei* e de seu hepatopâncreas nos estágios juvenil, adulto e da água do viveiro.

3. Identificar fenotipicamente as cepas de *Vibrio* isoladas do camarão, do hepatopâncreas do camarão e da água do viveiro.

2 – REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1–Camarão *Litopenaeus vannamei*

O camarão *Litopenaeus vannamei* é uma espécie encontrada desde o leste do Oceano Pacífico, na altura de Sonora, México, até a altura de Thumbes, norte do Peru. É a espécie comercial mais explorada no sul do México, Guatemala e El Salvador e a espécie mais cultivada no Hemisfério Ocidental (BARBIERI JUNIOR; OSTRENKY NETO, 2002; LIU et al., 2004).

No Brasil, *L. vannamei* é uma espécie comercialmente cultivada e foi introduzida no país em 1983. Entretanto, somente a partir do início dos anos 90, quando alguns laboratórios de larvicultura privada viabilizaram pós-larvas dessa espécie é que as validações tecnológicas realizadas pelas fazendas de camarão, nos Estados do Rio Grande do Norte, Ceará e Paraíba, demonstraram a supremacia de *L. vannamei* em relação às espécies nativas (ABCC, 2004).

Nas suas fases iniciais de desenvolvimento, o camarão cinza habita regiões com águas de característica oceânica, mas refugia-se em ambientes próximos ao litoral à medida que cresce. Estuários ou outros *habitats* costeiros servem de berçários naturais para pós-larvas (PLs) e camarões juvenis. Estes ecossistemas são freqüentemente expostos a repentinas mudanças na salinidade da água, por influência de marés e rios, ou/e pela evaporação ou pelas chuvas. Ainda no estágio juvenil, *L. vannamei* migra para o alto mar à procura de águas com profundidade de até 70 m. A mudança de *habitat* tem uma finalidade única, incrementar as chances de sobrevivência da prole (NUNES, 2001).

Mudanças na salinidade afetam o sistema imunológico do *L. vannamei* e levam-no à susceptibilidade a vibrioses e a mortalidade do organismo. Algumas espécies de víbrios, tais como *V. alginolyticus* e *V. harveyi*, atacam os camarões durante situações de estresse (redução da salinidade, baixa de oxigênio, etc) (WANG; CHEN, 2005).

2.2– *Vibrio* spp

As espécies que constituem o gênero *Vibrio* são anaeróbicas facultativas, Gram-negativas, bastonetes curvos ou retos, medem entre 0,5 a 0,8µm de diâmetro e 1,4 a 2,4µm de comprimento. A maioria das patogênicas é móvel, possuindo flagelo único e polar. Fermentam glicose sem produção de gás. Todos os víbrios patogênicos produzem oxidase e reduzem nitrato, com exceção da espécie *V. metschnikovii*. São halófitos restritos, necessitando de sódio para seu crescimento (MURRAY et al., 1999).

De acordo com Bier (1994), as bactérias do gênero *Vibrio* pertencem à família *Vibrionaceae*, fermentam carboidratos sem produção de gás, não produzem H₂S, apresentam positividade nas provas de manitol, oxidase e lisina-descarboxilase. O gênero compreende 79 espécies (DSMZ, 2007) bastonetes gram-negativos, distribuídos em ambientes marinhos e estuarinos. Vários membros têm sido implicados em altos números de surtos vinculados à água e frutos do mar, causando infecções gastrointestinais em humanos, incluindo as espécies: *V. cholerae*, *V. parahaemolyticus*, *V. vulnificus*, *V. mimicus*, *V. alginolyticus*, e *V. hollisae*.

Uma das mais importantes espécies, sob ponto de vista de Saúde Pública, é *V. cholerae*, uma vez que ele é o responsável pela cólera, uma doença endêmica, em extensas áreas do globo terrestre. Outra espécie que deve ser destacada é *V. parahaemolyticus*, cujo papel na etiologia das toxinfecções alimentares vem sendo reconhecido de maneira crescente, nos últimos anos.

As demais espécies são encontradas mais raramente em associações com diarreia e outras infecções. Essas espécies compreendem: *Vibrio hollisae*, *V. fluvialis*, *V. furnissii*, *V. vulnificus*, *V. damsela*, *V. alginolyticus*, *V. metschnikovii* e *V. mimicus* (TRABULSI et al., 1999).

Segundo Lima (1997), os víbrios são capazes de se multiplicar sem hospedeiro em águas marinhas e, têm nutrição saprófita. Ocorrem tanto na coluna d'água como são infectantes da fauna e dependem diretamente da

temperatura do meio. A presença de vibrios halófilos é elevada em amostras de água e sedimento marinho (WONG et al., 1999).

Na verdade, espécies de *Vibrio* estão espalhadas e um crescente número dessas cepas são patogênicas a vertebrados marinhos e invertebrados (LEE et al., 2002).

Dentre os diversos substratos existentes, os vibrios podem ser encontrados em ostras, camarões, mexilhões, algas marinhas, peixes, bem como em água, sedimento e plâncton, sendo, muitas vezes, classificados como patógenos oportunistas, causando doenças quando o organismo está comprometido (GOMEZ-GIL et al., 1998, CAVALLO ; STABILLI, 2004).

2.2-. Vibrioses em camarão

As doenças são um dos principais fatores limitantes na carcinicultura e têm causado prejuízos ao redor do mundo. Como ocorre em outros animais, as doenças do camarão resultam do desequilíbrio entre o organismo, o ambiente e o patógeno. Quando ocorrem mudanças bruscas no meio ambiente, o sistema de defesa do organismo fica debilitado, devido ao gasto energético extra empregado na sua adaptação às novas condições; dessa forma, ele se torna mais vulnerável ao ataque de patógenos presentes no meio (PEREIRA et al., 2004).

De acordo com Ligthner (1996), os diversos tipos de tratamento de água, a alta densidade de camarões nos viveiros e o aumento da oferta de matéria orgânica (ração, camarões mortos) podem alterar a microbiota do cultivo, facilitando a proliferação de bactérias oportunistas. Diferentes espécies de patógenos oportunistas têm sido reportadas como causa de grandes prejuízos na indústria camaroneira, provocando mortalidade, lesões nos tecidos do animal (necrose), alterações morfológicas e retardo no seu crescimento

Problemas com vibriose ocorrem quando condições de estresse surgem no cultivo, tais como: queda de oxigênio; densidade de estocagem excessiva; manuseio impróprio do estoque; lesões na cutícula dos camarões; subalimentação; e altas concentrações de compostos nitrogenados no ambiente de cultivo. O processo de infecção da vibriose pode ser cuticular, entérico (intestinal) e sistêmico (envolvendo vários órgãos). Quando localizada, apresentam 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 sofrer canibalismo rapidamente contaminando outros indivíduos na população (NUNES; MARTINS, 2002).

Dentre os patógenos, frequentemente isolados de camarão, pertencentes ao gênero *Vibrio* spp. podem-se destacar: *V. alginolyticus*, *V. costicola*, *V. harveyi* e *V. parahaemolyticus*. Destes, *V. harveyi*, uma bactéria luminescente, é a que apresenta maior incidência em fazendas na Índia (PANCHAYUTHAPANI, 1997).

A vibriose, também conhecida como “síndrome da gaivota” foi causa de grandes perdas para a indústria de camarão no México, talvez por desconhecimento das técnicas de diagnóstico e do tratamento adequado a esse problema. As espécies mais comuns associadas a essa doença são *V. parahaemolyticus*, *V. vulnificus*, *V. harveyi*, *V. alginolyticus*. Apresentam-se ocasionalmente: *V. damsela*, *V. fluvialis* e *V. splendidus* (PEREIRA; SANTOS, 2003).

As espécies de *Vibrio* associadas com enfermidades em animais aquáticos marinhos incluem *V. alginolyticus*, *V. anguillarum*, *V. carchariae*, *V. damsela*, *V. harveyi*, *V. ordalii*, *V. parahaemolyticus*, *V. salmonicida*, *V. splendidus* e *V. vulnificus* (ALVAREZ et al., 1995).

De acordo com Aguirre-Guzmán et al. (2002), os víbrios fazem parte da flora autóctone dos organismos e do meio ambiente marinhos, representando, portanto, uma fonte constante de possíveis infecções para o camarão. Essas bactérias geram efeitos específicos nos peneídeos, incluindo mortalidade, lesões nos tecidos ou necrose, retardo no crescimento, degradação de tecidos, comprometimento das metamorfoses larvais, entre outros. As principais espécies que têm sido reportadas como causadoras de infecções nos camarões de cultivo (larvas e juvenis) são: *Vibrio parahaemolyticus*, *V. vulnificus*, *V. alginolyticus*, *V. campbellii*, *V. penaeicida*, *V. splendidus*, *V. damsela* e *V. harveyi*.

Segundo Liu et al. (2004) e Yeh et al. (2004) as espécies de *V. damsela*, *V. alginolyticus* e *V. harveyi* também se encontram associadas a surtos de víbrios ocorridos em camarões *Penaeus monodon* e *Marsupenaeus japonicus* em Taiwan.

As espécies de *V. harveyi* e *V. campbellii* têm sido geneticamente relacionadas como espécies que apresentam uma alta similaridade no DNA (69%) e rRNA (97%) (GOMEZ-GIL et al., 2003).

V. harveyi foi, predominantemente, isolado de pós-larvas de camarões *L. vannamei*, doentes, mas não foi recuperado de indivíduos nos estágios náuplios e zoea (VANDENBERGHE et al., 1999), enquanto que *V. alginolyticus* é a espécie dominante do gênero *Vibrio* nas fases larvais do camarão, quer doente ou sadio.

Embora *V. alginolyticus* seja responsável por grandes perdas econômicas na carcinicultura, vale ressaltar que essa espécie juntamente com *V. damsela* e *V. fluvialis* são indígenos do ambiente e do próprio camarão (ROBERT-PILLOT et al., 2002; HOSSEINI et al., 2004).

Os víbrios que atacam as larvas do camarão são *V. harveyi* e *V. campbellii*, enquanto que *V. penaeicida* e *V. parahaemolyticus* atacam camarões juvenis e adultos (GOMEZ-GIL et al., 2004).

2.3- Víbrios patógenos ao homem:

Doenças veiculadas por alimentos compreendem várias síndromes que resultam da ingestão de alimentos contaminados. Podem ser classificadas em intoxicações causadas pela ingestão de alimentos que contêm substâncias químicas tóxicas e de toxinas produzidas por microrganismo; infecções causadas por microrganismos que produzem enterotoxinas (toxinas que afetam a transferência de água, glicose e eletrólitos) durante a colonização e multiplicação no trato intestinal; e infecções causadas por microrganismos que invadem e multiplicam-se na mucosa intestinal ou outro tecido. As manifestações variam de um desconforto leve a reações severas e até mesmo à morte (APPC, 1997).

Muitos alimentos têm sido relacionados como causas das Doenças Transmitidas por Alimentos (DTAs) , no entanto, as pesquisas normalmente restringem-se a constatar a presença daquelas bactérias patogênicas clássicas, tais como *Salmonella*, *Shigella*, *Staphylococcus aureus*, *Clostridium perfringens* e *Clostridium botulinum*. Nos últimos anos, têm acontecido alguns surtos de infecções relacionados a bactérias, que anteriormente não eram conhecidas. Dentre essas bactérias, agora classificadas no rol das possíveis

causadoras de infecções alimentares, figuram algumas espécies do gênero *Vibrio* (Vieira, 2004).

Vibrio cholerae

A espécie *V. cholerae* possui mais de 130 sorogrupos. Entretanto, apenas os sorogrupos O1 e O139 são associados a epidemias e pandemias de cólera (KAYSNER,2000).

V. cholerae O1 é o agente etiológico da cólera epidêmica. Esse microrganismo foi descrito por Pacini em 1854, o mesmo ano em que John Snow identificou a relação existente entre a água utilizada para consumo humano e a cólera em Soho, Londres (BLAKE, 1994).

As cepas de *Vibrio* que aglutinam o antisoro O1 e produzem a toxina colérica (CT) são denominadas *V. cholerae* O1, as que não aglutinam quando expostas ao antisoro do sorogrupo O1 são denominadas *V. cholerae* não-O1. O sorogrupo O1 do *V. cholerae* inclui os biótipos “clássico” e El Tor, sendo este último o responsável pela sétima pandemia de cólera. Estes dois biótipos incluem, por sua vez, os sorotipos Inaba, Ogawa e Hikojima (BORROTO, 1997).

Em 1992 um novo sorogrupo chamado *V. cholerae* O139 Bengal foi responsável pela epidemia de cólera que atingiu a Índia. De acordo com Bik et al. (1995), esse novo sorotipo produz Toxina Colérica (CT) e possui várias características do *V. cholerae* O1 biotipo El Tor, de quem provavelmente foi originado por recombinação genética.

Segundo Campos (2005), *V. cholerae* é capaz de produzir vários fatores de virulência que contribuem para sua patogenicidade, podendo ser divididos em dois grandes grupos: toxinas e fatores de colonização. Entretanto, a capacidade de causar cólera depende, primariamente, da expressão da CT do pilus (TCP) . A CT é uma proteína formada por uma subunidade A e cinco subunidades B. As subunidades B se unem ao gangliosídeo GM1, e ao o receptor específico situado nas membranas das células epiteliais do intestino. A subunidade A ativa a adenilciclase, resultando no acúmulo de AMP cíclico e, na hipersecreção de água e eletrólitos. O acúmulo dessas substâncias no lúmen do intestino é eliminado

sob a forma de diarreia, provocando assim, uma desidratação grave, quadro clínico típico da cólera (BENNISH, 1994; KAPER et al., 1995).

Vibrio parahaemolyticus

V. parahaemolyticus foi isolado pela primeira vez em 1951 no Japão, a partir de um surto de gastroenterite ocasionado pela ingestão de “shirasu” (sardinhas novas) não submetidas à cocção. Atualmente, esse microrganismo é reconhecido como importante patógeno capaz de determinar manifestações gastrentéricas após o consumo de pescado e moluscos bivalves sem cocção ou insuficientemente cozidos (DANIELS et al., 2000; SOUSA et al., 2004b).

O mecanismo exato de virulência dessa espécie de *Vibrio* ainda não está perfeitamente elucidado. Entretanto, quatro componentes hemolíticos são produzidos, sendo dois destes: a Thermostable Direct Hemolysin (TDH) e TDH-related Hemolysin (TRH) correlacionados com a virulência da espécie. As cepas TDH positivas induzem a reação de beta hemólise nas hemácias humanas, fenômeno conhecido como reação Kanagawa. Algumas cepas TDH negativas, mas TRH positivas têm sido associadas a casos de gastroenterites (EC, 2001).

De acordo com Wong et al. (1999), a virulência das espécies de *V. parahaemolyticus* está associada com a produção da enzima hemolítica TDH e sua detecção é realizada pelo teste Kanagawa, portanto, as cepas que produzem esta enzima são denominadas Kanagawa positivas (KP).

As cepas oriundas de ambientes marinhos, em sua maioria, não são patogênicas e não produzem TDH, sendo consideradas Kanagawa negativas (KN). As cepas KP são frequentemente isoladas de amostras clínicas, conseqüentemente, a produção de TDH é usada com freqüência como indicador de virulência (LAKE et al., 2003). Entretanto, essa associação não é mantida em alguns casos, algumas cepas KN são isoladas de casos clínicos e cepas KP isoladas de amostras de ambiente. De acordo com Honda et al. (1991), algumas cepas KN são capazes de provocar infecção gastroentérica em humanos, indicando a possibilidade da

existência de mais de um fator de virulência incriminado no desencadeamento da infecção.

Outros fatores de virulência foram identificados, tais como, produção de enterotoxina e a capacidade de hidrolisar uréia (CCFH, 2002). Suthienkul et al. (1996) relataram a existência da relação entre a produção de urease e o gene que codifica para TRH, indicando que a produção dessa enzima pode ser utilizada como indicador de virulência.

Vibrio vulnificus

A espécie *V. vulnificus* possui elevada similaridade fenotípica com *V. parahaemolyticus*, diferenciando-se pela capacidade de fermentar lactose, o que concorreu para inicialmente ser classificada como “víbrio lactose positivo”. De acordo com Elliot et al. (1995), as cepas de *V. parahaemolyticus* e *V. vulnificus* podem ser diferenciadas por uma série de provas bioquímicas, incluindo a produção da enzima -galactosidase. Horr é et al. (1996) afirmam que, somente em 1979 a bactéria foi denominada de *V. vulnificus*.

Investigações clínicas e epidemiológicas têm demonstrado que *V. vulnificus* é um agente causador de septicemia e morte, atingindo o homem através da ingestão de alimentos marinhos contaminados (penetram na corrente sanguínea através do trato gastrointestinal) ou pela contaminação de ferimentos no ambiente marinho (ALMEIDA FILHO, 2004).

V. vulnificus ocorre naturalmente em águas estuarinas e representa uma ameaça significativa para humanos imunodeprimidos. As infecções frequentemente evoluem para septicemia, provocando morte de indivíduos suscetíveis. A ocorrência de *V. vulnificus* em água e na fauna marinha não está relacionada a indicadores bacteriológicos de origem fecal, por essa razão, a detecção e enumeração dessa bactéria no ambiente tem sido prioridade das agências responsáveis pela garantia sanitária dos produtos marinhos (HARWOOD et al., 2004).

De acordo com Huss et al. (2004), *V. vulnificus* produz citotoxina extracelular e uma bateria de enzimas hidrolíticas, responsáveis pela rápida degradação do tecido muscular durante a infecção. A presença da cápsula

de polissacarídeo é essencial para provocar o processo infeccioso. Três diferentes biotipos de *V. vulnificus* já foram identificados. Aproximadamente 85% das cepas isoladas de amostras clínicas pertencem ao biotipo 1, enquanto o biotipo 2 provoca infecções em enguias. O biotipo 3 foi identificado recentemente e está associado com bacteremia veiculada a alimentos de origem marinha.

2.4 Variáveis Ambientais que Influenciam o Crescimento de *Vibrio* spp

2.4.1 Temperatura

De acordo com Alterthum (2005), cada bactéria possui um ótimo de temperatura para absorção de nutrientes que está intimamente relacionado ao crescimento e desenvolvimento das culturas. Assim, as bactérias psicrófilas crescem e absorvem melhor entre as temperaturas de 0 e 18°C; mesófilas entre 25 e 40°C e as termófilas entre 50 e 80°C.

Os víbrios são bactérias mesófilas e tendem a proliferar em águas costeiras tropicais. A temperatura ótima para o seu desenvolvimento está entre 20 e 30°C. Abaixo de 20°C a densidade é diminuída e a 10°C ocorre o seu desaparecimento da coluna d'água. Entretanto, as bactérias são mantidas no sedimento onde se multiplicam quando condições favoráveis se estabelecem (HERVIO-HEATH et al., 2002). Rubin; Tilton. (2004) afirmam que o crescimento dos víbrios é favorecido numa faixa de temperatura que varia de 17 a 35°C.

2.4.2 pH

Segundo U.S. Food & Drug Administration - FDA (2001) os valores mínimos e máximos de pH limitantes do crescimento dos três principais patógenos do gênero *Vibrio* correspondem a 5,0 e 10,0 para o *V. cholerae* e *V. vulnificus*; e 4,8 e 11,0 para o *V. parahaemolyticus*. De acordo com Lake et al. (2003), o pH ótimo para o crescimento situa-se na faixa de 7,8 a 8,6 e o crescimento pode ser inibido na presença de 0,1% de ácido acético.

2.4.3 Salinidade

De acordo com Huss et al. (2004), todas as espécies pertencentes ao gênero *Vibrio* são típicas de ambientes marinhos e estuarinos, com necessidade de 2 a 3% de NaCl para o seu crescimento. Entretanto, Nogueira et al. (2002) afirmam que o *V. cholerae* sorotipo O1 é capaz de se manter em águas com salinidade abaixo de 0,5‰ e em diferentes temperaturas por período suficiente para sua disseminação através de corpos d'água.

O requerimento de NaCl é específico para cada espécie de vibrio, sendo o crescimento da maioria limitado nas concentrações de 10%. Kaspar e Tamplin (1993) obtiveram um decréscimo de 58, 88 e 83% de uma população de *V. vulnificus* quando a mesma foi submetida a salinidades de 30, 35 e 38‰, respectivamente.

3 – MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 – LOCAIS DE COLETA

As coletas da presente pesquisa foram realizadas em três fazendas do Estado do Ceará, nas cidades de Acaraú, Aracati e Granja (FIG. 1) entre o período de agosto de 2005 a outubro de 2006.

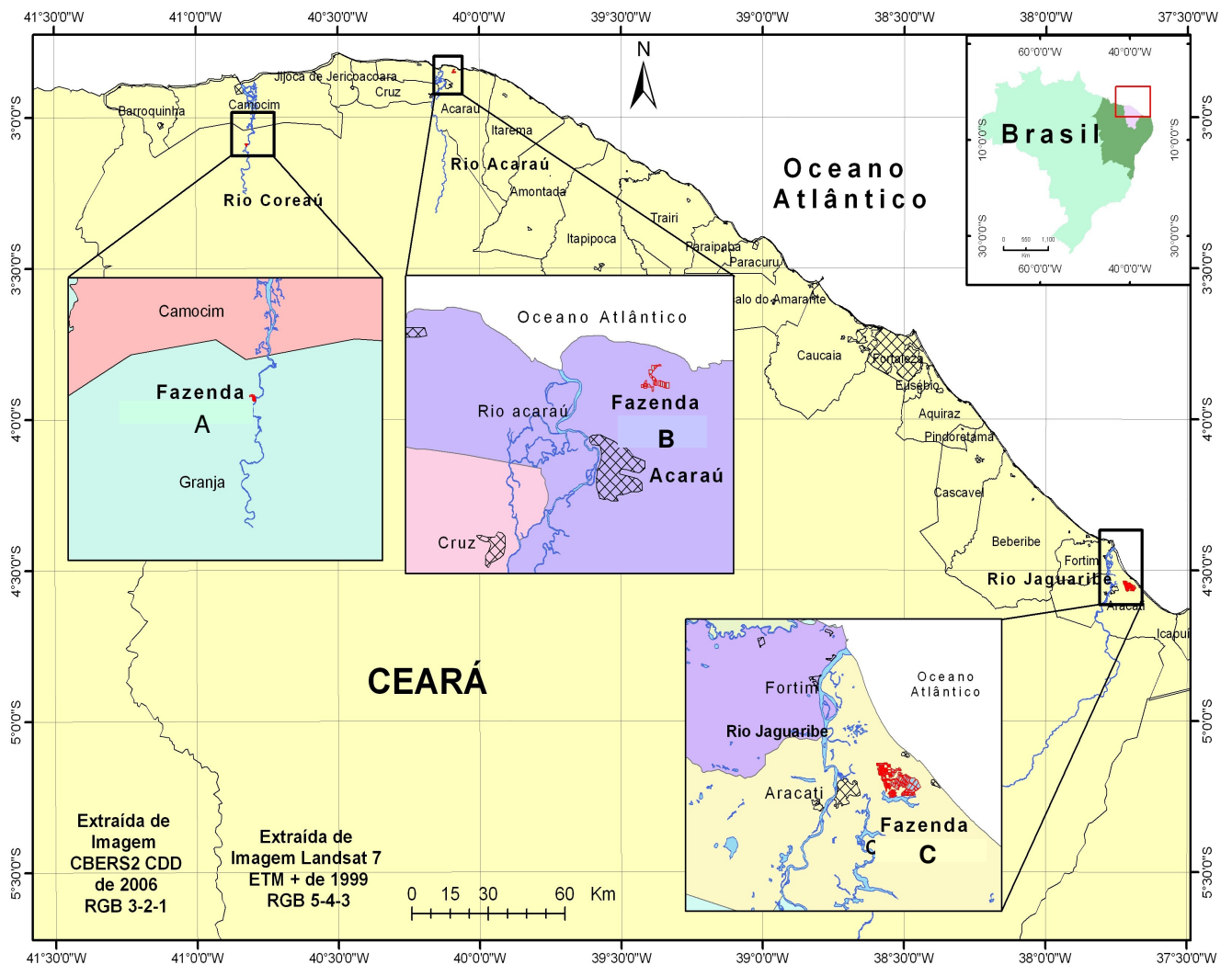


Figura 01 – Localização das fazendas no estado do Ceará.

Foram realizadas dez coletas em cada uma das três fazendas, nos períodos de chuva e estiagem totalizando 60 coletas. Cada coleta constava de quatro amostras (duas de camarão (*L. vannamei*) nos estágios pós-larval, juvenil e adulto, dependendo do ciclo, e duas de água de dois viveiros, de cada fazenda, durante dois ciclos completos de cultivo (0, 30, 60, 90 e 120 dias). No final foram processadas 60 amostras de camarão (10 de cada uma das três fazendas, nos dois ciclos) e 240 amostras de água de viveiro, sendo 60 amostras, multiplicadas por 4 subamostras cada (10 de cada uma das três fazendas, nos dois ciclos) As coletas foram realizadas com frequência mensal. Os camarões foram capturados com ajuda de uma rede e acondicionados em sacos plásticos com água do próprio cultivo para o transporte até o laboratório.

Para a coleta de água nos viveiros foram utilizadas garrafas de vidro âmbar esterilizadas com capacidade para 1 l. De cada viveiro, cada amostra constava da coleta feita em cinco diferentes pontos, as quais eram homogêneas de forma a se obter uma amostra composta e representativa do fluxo de circulação da água dentro do sistema. Depois de homogeneizado, o volume de cada amostra era dividido em quatro recipientes contendo água peptonada alcalina 1% (na proporção de 1:1) correspondendo a quatro subamostras. Essa fase correspondia a etapa de pré-enriquecimento. O transporte dessas amostras até o laboratório de Microbiologia do Pescado e Ambiental do Instituto de Ciências do Mar (LABOMAR) era feito em caixas isotérmicas sob leve refrigeração.

O processamento das amostras era realizado imediatamente após a chegada ao laboratório.

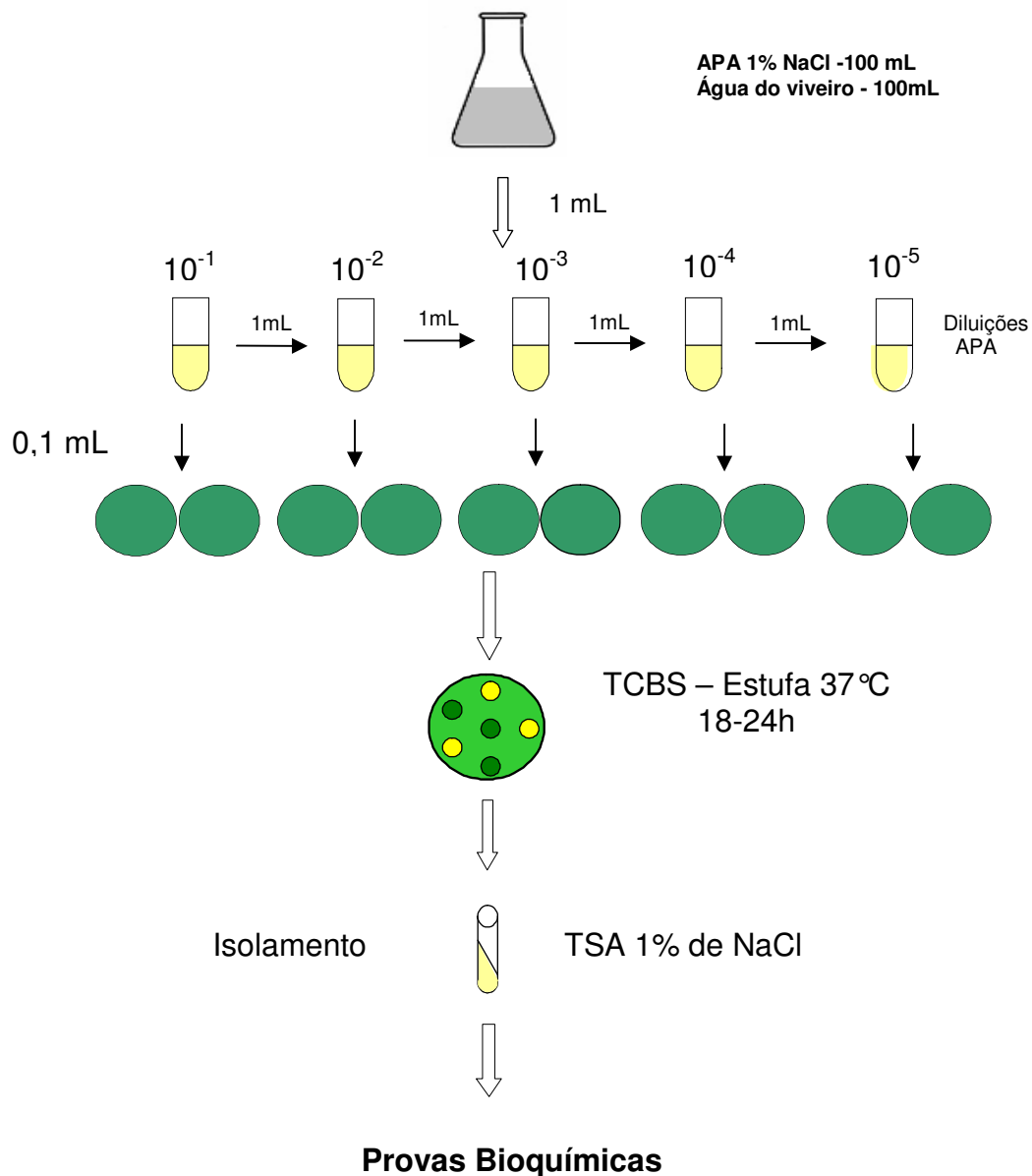
3.2 – PREPARAÇÃO DAS AMOSTRAS

3.2.1- Água

A partir das quatro subamostras de água pré-enriquecidas em APA foram feitas diluições seriadas (10^{-1} a 10^{-5}) em tubos com 9mL de APA com 1% cloreto de sódio. Em uma etapa seguinte, um inóculo de 0,2 ml de cada

diluição, de cada das quatro subamostras, foi semeado pela técnica de “spread plate”, em duplicata, sobre superfície do meio Ágar Tiosulfato-Citrato-Bile-Sacarose (TCBS) com o auxílio de uma alça de Drigalski esterilizada. As placas foram incubadas em estufa a 37°C por 18 horas (ELLIOT et al., 2001).

Figura 2 – Fluxograma da análise da água

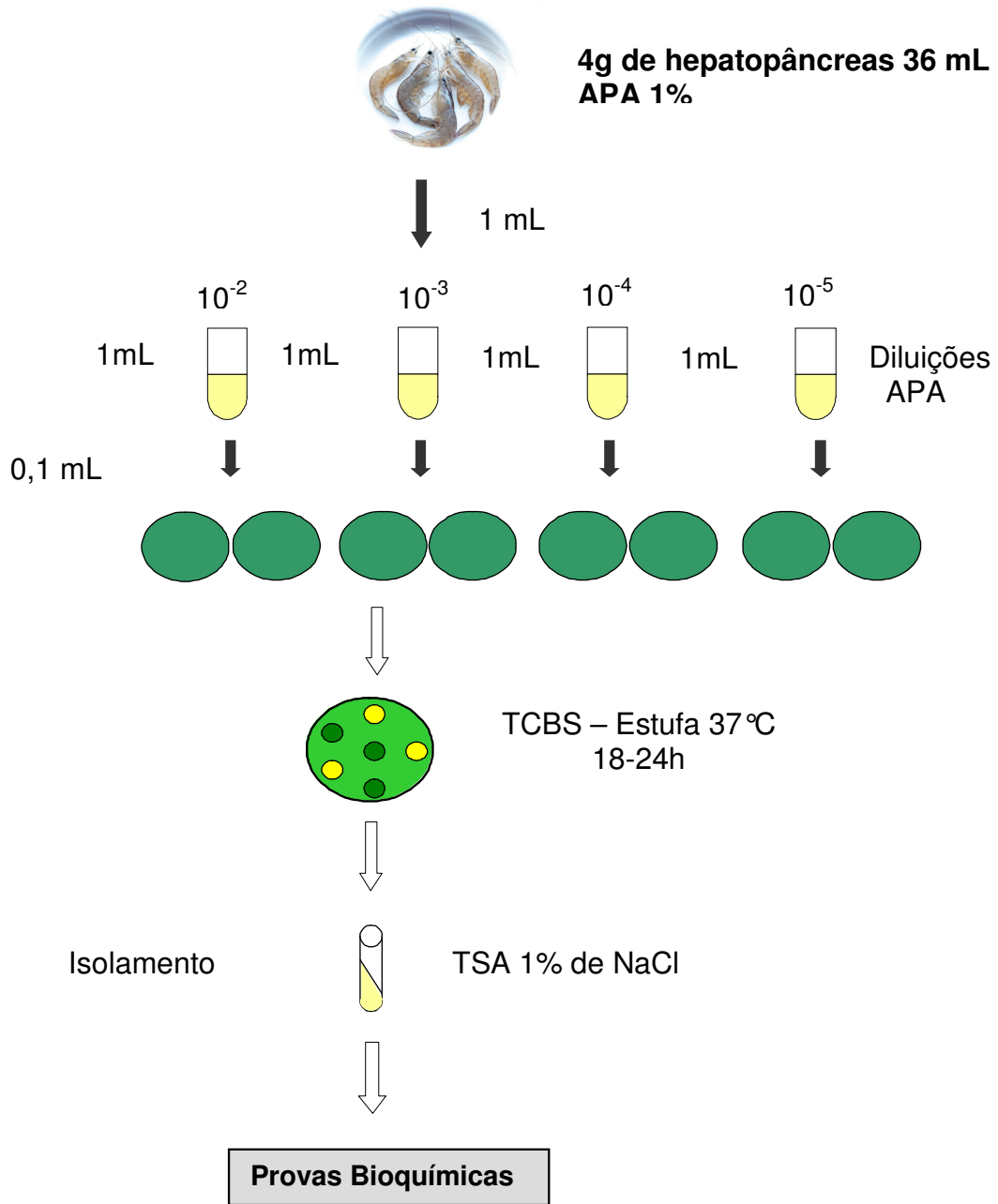


Cálculo da UFC /mL
Inóculo x nº de colônias x inverso da diluição x 2

3.2.2- CAMARÃO

No início dos ciclos de cultivo, devido ao pequeno tamanho dos animais, o que impossibilitava a retirada do hepatopâncreas, foram coletadas 50 pós-larvas dos camarões nos viveiros (camarões de até 0,8g). As pós larvas de *L vannamei* eram macerados em um graal estéril contendo APA 1% de NaCl, na proporção de 1:1, relação volume/peso (diluição 10^{-1}). A partir desse inóculo eram feitas as demais diluições, 10^{-2} a 10^{-5} .

Figura 3 – Fluxograma da análise do Camarão



Cálculo da UFC /mL
nº de colônias x inverso da diluição x 10

De 30 dias de cultivo em diante, foram selecionados 10 a 15 camarões juvenis (a partir de 0,8g) para análise. Logo na chegada ao laboratório era dado um rápido choque térmico (de gelo), nos indivíduos ainda vivos e então eles eram desinfetados com álcool 70% para em seguida, deles, serem retirados os hepatopâncreas assepticamente. Em gral estéril contendo hepatopâncreas era acondicionada APA a 1% na proporção de 1:9(hepat. / APA), sendo então macerados até ficar bem triturado. A partir desse extrato inicial (10^{-1}) eram feitas as demais diluições de 10^{-2} a 10^{-5} .

3.3 – Contagem de colônias

A partir do inóculo inicial (10^{-1}), eram feitas as demais diluições de 10^{-2} a 10^{-5} . Posteriormente, era retirado um inóculo de 0,2 ml de cada diluição, os quais eram semeados, em duplicata, por espalhamento, em toda a superfície das placas de Ágar TCBS, com o auxílio de uma alça de Drigalski esterilizada. As placas eram incubadas invertidas em estufa, onde permaneceram por 18 horas a 37°C (ELLIOT et al., 2001).

Para a contagem de colônias sacarose positivas e negativas eram escolhidas as placas que possuíam um limite de 25 a 250 Unidades Formadoras de Colônias – UFC (DOWNES ; ITO, 2001). O procedimento foi realizado em duplicata. O cálculo foi obtido a partir da multiplicação do número de UFC (colônias viáveis) pelo inverso da diluição correspondente da placa, sendo expresso em UFC/mL quando água, e UFC/g quando camarão.

3.4.-Identificação Morfológica e Bioquímica das Espécies de *Vibrio spp*

As colônias com características sacarose negativa e positiva sobre o meio Ágar TCBS, foram isoladas em Ágar Triptona Soja (TSA) contendo 1% de NaCl, com incubação em estufa a 35°C por 24 horas. As colônias puras isoladas foram submetidas à coloração de Gram e ao teste de motilidade, e as provas bioquímicas de oxidase, produção de indol, Voges-Proskauer, tolerância ao NaCl 0%, 3%, 6%, 8% e 10% em água peptonada a 1%,

fermentação de carboidratos (lactose, sacarose, glicose, arabinose e manose), descarboxilação de aminoácidos (lisina, ornitina e arginina), produção de gás a partir de glicose e ONPG, conforme detalhamento em Elliot et al. (2001) sendo complementados por testes indicados nas chaves de identificação descrita em Alsina e Blanch, (1994).

3.4.1-Coloração de Gram

Do crescimento no meio de TSA com 1% de NaCl foi feito esfregaço em lâminas, seguindo-se sua fixação por calor e coloração de Gram de acordo com Soares et al. (1991). A coloração consistiu nas seguintes etapas: adição de cristal violeta por 1 minuto; adição de lugol por 1 minuto; lavagem com álcool etílico; lavagem com água destilada corrente; adição de safranina por 30 segundos; lavagem com água destilada corrente; e secagem. As lâminas adicionadas de uma gota de óleo mineral foram examinadas em microscópio ótico.

3.4.2-Motilidade

Do crescimento em TSA contendo 1% de NaCl foram retirados inóculos e semeados com agulha de níquel-cromo no ágar Sulfeto-Indol-Motilidade (SIM), com incubação a 35°C por 48 horas. Após o período de incubação foi realizada a leitura dos tubos, sendo considerados positivos aqueles que apresentaram crescimento com migração da linha da picada (linha de inoculação) e difusão para todo o meio, causando sua turvação.

3.4.3-Identificação Bioquímica de Cepas de *Vibrio* spp

A metodologia seguida para realização das provas está de acordo Compendium of Methods for the Microbiological Examination of Foods (DOWNES ;ITO, 2001 ; VIEIRA 2004; KAYSNER ; DEPAOLA 2004 e ALSINA ; BLANCH 1994).

3.4.3.1-Prova de Produção de Citocromo-Oxidase

Do crescimento das cepas em TSA inclinado contendo 1% de NaCl, foi retirada uma alíquota com emprego de palitos de madeira esterilizados. Foram feitos esfregaços em discos de papel previamente embebidos com solução aquosa de cloridrato de tetrametil-pfenilenodiamina a 1% (recém-preparada).

O teste foi considerado positivo quando do aparecimento de uma coloração azul arroxeado em 10 segundos. Essa prova é considerada positiva para os todos os membros da família Vibrionaceae, com exceção do *V. metschnikovii*.

3.4.3.2-Produção de Indol

Do crescimento das cepas no meio de TSA contendo 1% de NaCl, foi retirada uma alíquota com agulha de níquel-cromo e semeada em agar SIM com 1% de NaCl. Incubação em estufa a 35°C por 48 horas. Transcorrido o período de incubação, foi adicionado à cultura 1mL de reativo de Kovacs (p-dimetilaminobenzaldeído).

A prova foi considerada positiva quando do aparecimento de um anel vermelho no meio de cultura, indicando a produção de indol a partir da degradação do aminoácido triptofano pela enzima bacteriana triptofanase.

3.4.3.3-Fermentação de Carboidratos

As cepas em identificação no TSA contendo 1% de NaCl foram inoculadas com alça de níquel-cromo nos tubos contendo caldo púrpura de bromocresol (meio basal) e os carboidratos a serem testados, com incubação a 35°C por 5 dias. Foram preparadas cinco baterias de tubos. A primeira com 0,5% de lactose, a segunda com 0,5% de sacarose, a terceira com 0,5% de manose, a quarta com 0,5% de arabinose e a quinta com 0,5% de glicose. Aos tubos contendo o meio basal e 0,5% de glicose foram

acrescidos tubos de Duhran invertidos, a fim de se determinar a produção de gás.

Foram realizadas observações diárias para verificação da mudança de coloração do meio da cor púrpura para amarelo, o que indica prova positiva.

3.4.3.4-Hidrólise da Arginina e Descarboxilação de Lisina e Ornitina

Com o auxílio de uma alça de níquel-cromo, foi feita a inoculação de cada cepa em três tubos contendo o meio basal com 1% de NaCl, sendo adicionado, separadamente, arginina, lisina e ornitina. Paralelamente, cada cepa foi inoculada em um tubo contendo o mesmo meio basal, porém sem qualquer aminoácido (controle). Após a inoculação em cada tubo foi adicionado 1 cm de óleo mineral esterilizado procedendo-se a seguir a incubação dos tubos a 35°C por até 4 dias. O meio inoculado torna-se amarelo como resultado da produção de ácido oriundo da glicose existente no meio basal. Quando a reação positiva ocorre, o meio torna-se alcalino, de cor púrpura e, o tubo controle permanece ácido, de cor amarela.

3.4.3.5-Prova do ONPG (o-nitrofenil β-D-galactopiranosídeo)

Do crescimento em Ágar Tríplice Açúcar Ferro (TSI) contendo 1% de NaCl, foi retirada uma alíquota com agulha de níquel-cromo e semeada em tubos contendo 0,25mL de solução salina fisiológica estéril. Foi adicionada uma gota de tolueno em cada tubo com posterior agitação. Os tubos ficaram em repouso por cinco minutos à temperatura de 35 a 37°C. Em seguida, foi adicionada uma solução tamponada de ONPG 13,3mM na quantidade de 0,25mL. Os tubos foram incubados em banho-maria a 37°C.

Foram realizadas observações após 30 minutos, 1 hora e 24 horas de incubação. A positividade da prova foi dada pela mudança de coloração do meio, de incolor para amarelo, indicando a hidrólise do ONPG pela enzima β-D-galactosidase.

3.4.3.6-Tolerância ao NaCl

A partir do crescimento em Água Peptonada Alcalina (APA) contendo 1% de NaCl, foram retiradas alíquotas com alça de níquel-cromo e semeadas em tubos contendo APA a 1% com 5 concentrações diferentes de NaCl. A primeira bateria foi a 0% de NaCl, a segunda a 3% de NaCl, a terceira a 6% NaCl, a quarta a 8% NaCl e a quinta a 10% de NaCl. Os tubos foram incubados a 35°C por 24 horas.

Foi realizada observação após o período de incubação, e os resultados foram considerados positivos quando do crescimento com turvação do meio de cultura.

3.4.3.7-Prova do Voges-Proskauer

Do crescimento em TSA contendo 1% de NaCl foram retiradas alíquotas com alça de níquel-cromo e semeadas em Caldo MRVP, com incubação a 35°C por 96 horas. Após o período de incubação, foram adicionados para cada mililitro de cultura 0,6mL de Barrit 1 (solução de alfa-naftol a 5%) e 0,2mL de Barrit 2 (hidróxido de potássio a 40%).

A prova foi considerada positiva quando do aparecimento de anel vermelho no meio de cultura, indicando a presença do acetil-metil-carbinol (acetoína), que na presença do hidróxido de potássio e do oxigênio atmosférico é convertida em diacetila, sendo convertida em complexo vermelho sob a ação catalítica do alfa-naftol.

3.5 - Testes adicionais

3.5.1 - Teste de redução do Nitrato

A partir do crescimento em TSA contendo 1% de NaCl, foi retirada uma alíquota com alça de níquel-cromo e semeadas em tubos contendo Caldo Nitrato . Para culturas de bactérias não fermentadoras, o gás N₂, pode ser detectado colocando-se um tubo de Durham no tubo de Caldo Nitrato, e incubado a 35°C/1-5 dias. Observa-se a presença de gás nos tubos de

Durham, no caso de culturas não fermentadora. Havendo presença de gás, o resultado é considerado positivo para a denitrificação, não havendo produção de gás ou se a cultura for fermentadora, adiciona-se diretamente a cultura, 5 gotas da Solução 0,6% de N,N,dimetil- α -naftilamina e 5 gotas da solução 0,8% de ácido sulfanílico. Agitar delicadamente os tubos e observar o resultado. O desenvolvimento de uma cor vermelha no intervalo de 1 a 2 minutos indica teste positivo. Se não houver o desenvolvimento da cor (nitrito ausente), deve-se passar á ultima etapa do teste, que consiste em adicionar aos tubos contendo as soluções, 20 mg de zinco completamente livre de nitrato ou nitrito. O desenvolvimento de uma cor vermelha é indicativo da positividade do teste.

3.5.2 –Teste da Liquefação da Gelatinase

Do crescimento em TSA contendo 1% de NaCl foram retirados inóculos e semeados com uma alça de níquel-cromo no meio Ágar Gelatina, acrescido de 1% de NaCl, com incubação a 35°C/1-5 dias. Após o período de incubação foi realizada a leitura dos tubos, sendo considerados positivos aqueles que apresentaram crescimento causando turvação e liquefação do meio.

3.5.3-Crescimento a 4, 35 e 40 °C,

A partir do crescimento em Água Peptonada Alcalina (APA) contendo 1% de NaCl, foram retiradas alíquotas com alça de níquel-cromo e semeadas em tubos contendo APA a 1%. de NaCl . Os tubos foram incubados a 4°C, 35°C e 40°C por 24 horas.

Foi realizada observação após o período de incubação, e os resultados foram considerados positivos quando do crescimento com turvação do meio de cultura.

3.5.4- Resistência a Ampicilina 10 μ g,

As cepas identificadas e isoladas em TSA contendo 1% de NaCl foram inoculadas em tubos contendo solução salina a 0,85% de modo que a solução final fosse comparativamente semelhante à solução de McFarland 0,5. Os tubos ajustados tiveram uma concentração de $1,5 \times 10^6$ células por

mililitro. Das soluções ajustadas, foram retirados inóculos com emprego de “swab” e semeados no meio de Muller-Hinton com 1% de NaCl. Os testes de sensibilidade foram realizados de acordo com a técnica da difusão em ágar conforme detalhamento em NCCLS (1988), sendo testados os discos (Cecon) impregnados com Ampicilina (AMP) 10µg.

3.5.5- Resistência ao O/129 10µg,

As cepas identificadas e isoladas em TSA contendo 1% de NaCl foram inoculadas em tubos contendo solução salina a 0,85% de modo que a solução final fosse comparativamente semelhante à solução de McFarland 0,5. Os tubos ajustados tiveram uma concentração de $1,5 \times 10^6$ células por mililitro. Das soluções ajustadas, foram retirados inóculos com emprego de “swab” e semeados em placas contendo meio de Muller-Hinton com 1% de NaCl. Em seguida coloca-se o disco do agente vibriostático O129/10µg e incuba-se a 35°C/ 24h. A positividade do teste se dá através da presença de uma zona de inibição ao redor do disco.

4 – TESTES ESTATÍSTICOS

Os fatores causais de variação considerados na análise foram:

Fazenda: A, B e C.

Estação de pluviosidade: chuva e estio

Meio de cultura: água e camarão

Sacarose (tratamento): positiva e negativa

Local do experimento (bloco): viveiro

A técnica estatística escolhida para se realizar os testes comparativos desses parâmetros foi a Análise de Variância (ANOVA bifatorial), tendo em vista a possibilidade de interação entre bloco (viveiro) e a presença de Vibrio sacrose positivo ou negativo, e considerando-se inicialmente que os resultados

seriam individualizados nas fazendas, meios de cultura e estações de pluviosidade.

Tendo em vista a ausência de influência do local do experimento (viveiros) sobre os resultados, foi conveniente fazer o agrupamento dos dados para os fatores “fazenda” e “viveiro”, agora submetidos ao teste *t*, para avaliar os seguintes fatos: (a) influência na quantificação de vibrios sacarose positiva e negativa, nas estações de chuva e estio; (b) influência da estação de pluviosidade sobre a quantidade de *Vibrio* sacarose independente do sinal.

Quanto à influência dos fatores físico-químicos (teor de oxigênio, temperatura, pH sobre o teor de *Vibrio* sacarose + ou –, foram considerados como fatores causais o turno (manhã, tarde, noite) e o local do experimento (viveiro), nas estações de pluviosidade e fazendas A, B e C, sobre o teor de *Vibrio* sac+ e sac–, submetidos a ANOVA bifatorial. A salinidade e transparência da água foram analisadas apenas quanto a diferenças decorrentes da estação de pluviosidade, submetidas ao teste *t* de significância.

5 – RESULTADOS E DISCUSSÃO

A Tabela 1 apresenta os dados relativos à quantidade de *Vibrio* nas amostras de água dos dois viveiros, em cada uma das três fazendas. A legislação ambiental 357/2005 do CONAMA (2005) não especifica limites para números de *Vibrio* em águas. Devido à distância do Laboratório às fazendas, se fez necessário um pré-enriquecimento com Água Peptonada Alcalina (APA), o que de certa maneira, superestimou a população desse gênero nas águas dos viveiros das fazendas. As bactérias quando estressadas têm uma certa dificuldade em colonizar um meio de cultura, e após inúmeras tentativas, quando usou-se APA, os resultados foram altamente positivos.

Por falta de uma legislação que estabeleça o limite máximo permitido para o número de *Vibrio* na água não se pode afirmar se os viveiros das três fazendas estavam, ou não, com cargas altas da bactéria, sobretudo após esse artifício usado em laboratório. Costa (2006) estimando o Número

Mais Provável (NMP) de vibrios em amostras de água do viveiro de uma fazenda no estuário do Coreaú encontrou valores aquém da ordem das potências encontradas nesta pesquisa. Apesar de serem técnicas diferentes de contagem (Contagem Padrão em Placas e NMP), a comparação serve para dar uma leve idéia dos valores encontrados de vibrios em diferentes fazendas, alimentadas por diferentes rios. O que se sabe é que os ambientes estuarinos e de água doce são reservatórios críticos para espécies do gênero *Vibrio*, causadores de doenças tanto para os animais aquáticos, quanto para o homem (BARBIERI et al., 1999). Gomez-Gil et al. (2004) citam que as bactérias são um dos patógenos infectantes mais importantes de organismos aquáticos: camarões peneídeos, várias espécies de peixes, moluscos e corais.

O resultado das contagens de Unidades Formadoras de Colônias (UFC) de *Vibrio* nas amostras de água dos viveiros, coletados nas fazendas de cultivo durante o período de estio, variou entre $1,93 \times 10^6$ e $9,11 \times 10^7$ na fazenda A; $5,60 \times 10^6$ e $1,42 \times 10^8$ na fazenda B e $2,0 \times 10^4$ e $4,65 \times 10^7$ na fazenda C, como descritos na tabela 1.

Tabela 1 – Contagem de *Vibrio* spp. expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/mL), em amostras de água nos dois ciclos de cultivo (estio e chuva), em três fazendas de camarão marinho (*Litopenaeus vannamei*) situadas no estado do Ceará.

Fazenda A								
Água dos Viveiros								
Dias de cultivo	Estio				Chuva			
	UFC/mL				UFC/mL			
	Viveiro 01		Viveiro 02		Viveiro 01		Viveiro 02	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	7,50 x 10 ⁷	7,88	2,65 x 10 ⁶	6,42	1,63 x 10⁷	7,21	6,65 x 10 ⁶	6,82
30	9,11 x 10⁷	7,96	5,75 x 10 ⁶	6,76	4,10 x 10 ³	3,61	2,00 x 10 ²	2,30
60	8,65 x 10 ⁶	6,94	1,98 x 10 ⁷	7,30	1,10 x 10 ³	3,04	87,5 x 10 ⁴	4,94
90	1,93 x 10⁶	6,29	4,08 x 10 ⁷	7,61	2,00 x 10 ²	2,30	2,00 x 10²	2,30
120	1,55 x 10 ⁷	7,20	2,65 x 10 ⁷	7,42	2,06 x 10 ⁴	4,31	5,10 x 10 ³	3,71

Fazenda B								
Água dos Viveiros								
Dias de cultivo	Estio				Chuva			
	UFC/mL				UFC/mL			
	Viveiro 01		Viveiro 02		Viveiro 01		Viveiro 02	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	1,23 x 10 ⁸	8,09	5,20 x 10 ⁷	7,72	5,80 x 10 ⁴	4,76	3,90 x 10 ³	3,59
30	5,60 x 10⁶	6,75	5,07 x 10 ⁷	7,71	6,20 x 10 ³	3,79	6,95 x 10⁴	4,84
60	7,10 x 10 ⁶	6,85	1,42 x 10⁸	8,15	2,00 x 10³	3,30	4,10 x 10 ³	3,61
90	1,90 x 10 ⁷	7,28	1,95 x 10 ⁷	7,29	3,20 x 10 ⁴	4,51	4,10 x 10 ³	3,61
120	1,20 x 10 ⁸	8,08	1,42 x 10⁸	8,15	1,85 x 10 ⁴	4,27	*	*

Fazenda C								
Água dos Viveiros								
Dias de cultivo	Estio				Chuva			
	UFC/mL				UFC/mL			
	Viveiro 01		Viveiro 02		Viveiro 01		Viveiro 02	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	2,50 x 10 ⁵	5,40	1,52 x 10 ⁷	7,18	2,00 x 10²	2,30	2,00 x 10 ²	2,30
30	2,10 x 10 ⁷	7,32	8,90 x 10 ⁶	6,95	2,00 x 10²	2,30	6,00 x 10 ²	2,78
60	4,00 x 10 ⁶	6,60	9,00 x 10 ⁶	6,95	3,00 x 10⁵	5,48	6,00 x 10 ²	2,78
90	7,40 x 10 ⁶	6,87	1,98 x 10 ⁷	7,30	1,60 x 10 ³	3,20	2,80 x 10 ⁵	5,45
120	2,00 x 10⁴	4,30	4,65 x 10⁷	7,67	*	*	*	*

(*) não houve coleta, pois o viveiro foi despescado.

Menezes (2005) quantificando vibrios em amostras de água do Jaguaribe encontrou uma média do NMP de 1,1 x 10⁷/100 mL. Os valores

de CPP de *Vibrio* encontrados para água de viveiro de uma fazenda, (a fazenda C) abastecida por este mesmo rio, variaram de $2,00 \times 10^4$ a $4,65 \times 10^7$ /mL durante o período de estio. Embora, novamente, não se possa comparar CPP com NMP pode-se, no mínimo, ter uma noção de quanto mais, ou menos, são os valores de *Vibrio* nos diferentes viveiros, das diferentes fazendas. Embora, Menezes não se refira ao período de amostragem, se chuva ou estio, o maior valor encontrado na presente pesquisa para água de viveiro, da Fazenda C, abastecida pelo Rio Jaguaribe ($4,65 \times 10^7$ /mL), é de duas ordens de grandeza maior que os seus resultados para a água do mesmo rio ($4,65 \times 10^5$ /mL).

É esperado se encontrar populações de víbrios maiores nos viveiros do que no ambiente devido ao aporte de matéria orgânica através da oferta de ração e fertilizante juntamente com condições ambientais favoráveis a proliferação desse grupo de bactérias (ALAM et.al., 2001).

Costa (2006), pesquisando *Vibrio* em cultivos de camarão marinho, em fazenda localizada no estuário do rio Coreaú (CE), encontrou uma densidade populacional bem mais elevada nas águas do viveiro que na água do rio. O mesmo comportamento no ambiente foi observado por Lima et.al.(2004) analisando amostras de fazendas de camarão nos Estados do Ceará, Piauí e Rio Grande do Norte.

Lima et al. (2004) em estudo sobre *Vibrio*, em amostras de água de captação, viveiro e camarão de 14 fazendas nos Estados do Ceará, Piauí e Rio Grande do Norte, encontraram valores de $1,4 \times 10^3$ a $4,69 \times 10^3$ UFC/mL nas amostras de água de captação e de $1,7 \times 10^3$ a $1,3 \times 10^4$ UFC/mL nas amostras de água do viveiro durante o período de estio (outubro a novembro de 2003). Esses dados são menores que os encontrados nesta pesquisa, se compararmos o mesmo período estudado (ausência de chuvas) e o mesmo ambiente (viveiros).

Quando se separou as colônias sacarose positiva da negativa, a média dos valores logaritmizados de UFC/mL na água dos viveiros variou de 5,18 a 7,40 log UFC/mL (sac+) e de 4,54 a 7,95 log UFC/mL (sac-), durante o período de estio na **fazenda A**. No período de chuva esses valores variaram entre 2,0 e 7,91 log UFC/mL (sac+) e entre 2,0 e 4,94 log UFC/mL (sac-) (Tabelas 2). Portanto, no período de chuva, a quantidade de víbrios

foi menor que no período de estiagem. Segundo a estatística não houve influência dos locais de cultivo sobre as variações de vibrios sacarose positiva e negativa separadamente, ou seja, as condições ambientais eram semelhantes nos conjuntos dos dois viveiros testados.

Tabela 2 – Média absoluta e logaritmizada (log₁₀) das contagens de colônias sacarose positiva e negativa, expressa em Unidade Formadora de Colônias(UFC/mL), de *Vibrio* em amostras de água de dois viveiros, durante os períodos de estio e chuva, do cultivo em *Litopenaeus vannamei*, situada na Fazenda A.

Fazenda A								
Período de estio								
Dias de cultivo	Viveiro 01				Viveiro 02			
	Sac +		Sac -		Sac +		Sac -	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	2,50 x 10 ⁷	7,40	5,00 x 10 ⁷	7,70	1,50 x 10 ⁵	5,18	2,50 x 10 ⁶	6,40
30	1,12 x 10 ⁶	6,05	9,0 x 10 ⁷	7,95	4,95 x 10 ⁶	6,69	8,00 x 10 ⁵	5,90
60	8,15 x 10 ⁶	6,91	5,00 x 10 ⁵	5,70	1,77 x 10 ⁷	7,25	2,15 x 10 ⁶	6,33
90	1,90 x 10 ⁶	6,28	3,50 x 10 ⁴	4,54	1,58 x 10 ⁷	7,20	2,50 x 10 ⁷	7,40
120	8,70 x 10 ⁵	5,94	1,50 x 10 ⁷	7,18	2,50 x 10 ⁷	7,40	1,55 x 10 ⁶	6,19

Fazenda A								
Período de chuva								
Dias de cultivo	Viveiro 01				Viveiro 02			
	Sac +		Sac -		Sac +		Sac -	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	1,63 x 10 ⁷	7,21	1,00 x 10 ²	2,00	6,65 x 10 ⁶	6,82	1,00 x 10 ²	2,00
30	4,00 x 10 ³	3,60	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00
60	1,00 x 10 ³	3,00	1,00 x 10 ²	2,00	5,00 x 10 ²	2,70	8,70 x 10 ⁴	4,94
90	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00
120	3,10 x 10 ³	3,49	1,75 x 10 ⁴	4,24	5,00 x 10 ³	3,70	1,00 x 10 ²	2,00

Durante o período de estio na **fazenda B** os valores para o log de UFC/mL de vibrios sac + variaram entre 5,78 e 8,08 e entre 3,45 e 7,85 log UFC/mL para sac-. Já no período de chuva esses resultados variaram entre 3,18 e 4,84 log UFC/mL (sac+) e 2,0 e 4,70 log UFC/mL (sac-) (Tabela 3).

Na Fazenda B, a quantidade de vibrios sacarose + na água foi estatisticamente maior que a quantidade de vibrios sacarose – durante a estação chuvosa, com significância e dados de $F= 13,930$ e $P < 0,01$ e variável de $\alpha=0,05$.

Já na **fazenda C** as contagens de vibrios variaram de 4,30 a 7,30 log UFC/mL (sac+) e de 2,0 a 7,65 log UFC/mL (sac-) no período de estio e 2,0 a 5,48 log UFC/mL (sac+) e 2,0 a 4,60 log UFC/mL (sac-), no período de chuva.(Tabela 4)

Maia (2004), analisando águas de viveiro de uma fazenda abastecida pelo Rio Apodi, em RN, encontrou valores mais altos, tanto para a população dos vibrios sacarose positiva como para sacarose negativa do que os determinados nos viveiros das 3 fazendas estudadas. Apesar de ter havido um pre-enriquecimento das amostras, os valores de vibrio foram sempre menores. Isto é explicado visto serem rios diferentes, e, certamente, em grau de contaminação também diferente.

Tabela 3 – Média absoluta e logaritmizada (log10) das contagens de colônias sacaroses positiva e negativa, expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/mL), de *Vibrio* em amostras de água de dois viveiros, durante os períodos de estio e chuva, do cultivo em *Litopenaeus vannamei*, situada na Fazenda B.

Fazenda B								
Período de estio								
Dias de cultivo	Viveiro 01				Viveiro 02			
	Sac +		Sac -		Sac +		Sac -	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	1,21 x 10 ⁸	8,08	2,00 x 10 ⁶	6,30	2,00 x 10 ⁶	6,30	5,00 x 10 ⁷	7,70
30	6,00 x 10 ⁵	5,78	5,00 x 10 ⁶	6,70	7,50 x 10 ⁵	5,88	5,00 x 10 ⁷	7,70
60	7,10 x 10 ⁶	6,85	2,80 x 10 ³	3,45	7,10 x 10 ⁷	7,85	7,10 x 10 ⁷	7,85
90	1,88 x 10 ⁷	7,27	2,00 x 10 ⁵	5,30	1,90 x 10 ⁷	7,28	5,50 x 10 ⁵	5,74
120	6,60 x 10 ⁷	7,82	5,40 x 10 ⁷	7,73	7,10 x 10 ⁷	7,85	7,10 x 10 ⁷	7,85

Fazenda B								
Período de chuva								
Dias de cultivo	Viveiro 01				Viveiro 01			
	Sac +		Sac -		Sac +		Sac -	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	8,00 x 10 ³	3,90	5,00 x 10 ⁴	4,70	3,80 x 10 ³	3,58	1,00 x 10 ²	2,00
30	6,00 x 10 ³	3,78	2,00 x 10 ²	2,30	6,90 x 10 ⁴	4,84	5,00 x 10 ²	2,70
60	1,50 x 10 ³	3,18	5,00 x 10 ²	2,70	4,00 x 10 ³	3,60	1,00 x 10 ²	2,00
90	1,30 x 10 ⁴	4,11	1,90 x 10 ⁴	4,28	4,00 x 10 ³	3,60	1,00 x 10 ²	2,00
	1,84 x 10 ⁴	4,26	1,00 x 10 ²	2,00	*	*	*	*

(*) não houve coleta, pois o viveiro foi despescado.

Os resultados para contagens de *Vibrio* em amostras de camarão (pós-larva e hepatopâncreas) no período de estio, na fazenda A variaram entre 2,31 x 10⁶ e 1,33 x 10⁸ UFC/g, e entre 2,0 x 10² e 1,63 x 10⁷ UFC/g no período de chuva. Na fazenda B esses resultados foram de 2,6 x 10³ a 2,75 x 10⁶ UFC/g no período de estio e de 4,5 x 10⁸ a 1,0 x 10⁶ UFC/g durante o período de chuva. Já na fazenda C os resultados variaram entre 5,56 x 10⁷ e 9,59 x 10⁸ UFC/g no estio e entre 1,02 x 10⁴ e 2,31 x 10³ UFC/g, no período de chuva, como mostra a tabela 5.

Segundo Hervio-Heath et al. (2002), quando análises são realizadas no período dos meses de verão existe uma maior diversidade de *Vibrio*

spp., justificada pela temperatura elevada que traz melhores condições de sobrevivência para esses microrganismos.

É possível que a colonização de *Vibrio* no hepatopâncreas do camarão possa resultar em uma baixa taxa de conversão alimentar e de crescimento, o que significa dizer que camarões altamente colonizados por *Vibrio* no hepatopâncreas tendem a crescer mais vagarosamente e portanto, consomem mais insumos (CHAYABURAKUL et al. , 2004). A este respeito, Sung (1994) afirmou previamente que, não era bem clara a relação da patogenicidade de espécies dominantes de *Vibrio*, tanto no hepatopâncreas do camarão quanto nos viveiros, com o atraso no seu crescimento. A imunoestimulação, entretanto, tem sido mostrada aumentar não só a resistência a doenças como também a melhora no crescimento dos animais. Segundo Sung (2001) isto sugere que o camarão sob ataque patogênico terá o seu crescimento retardado por algum(s) mecanismo(s), não se sabe se comportamental ou fisiológico, os quais permanecem indeterminados.

Lima et al. (2004) relataram contagens de *Vibrio* de $1,5 \times 10^4$ a $4,3 \times 10^6$ UFC/g em amostras de hepatopâncreas do camarão *Litopenaeus vannamei* cultivado em 14 fazendas do Nordeste brasileiro. Essa pesquisa foi feita quando camarões dessa região foram infectados pelo Vírus da Mionecrose Infeciosa e subseqüentemente por víbrios, causando alta mortalidade nas fazendas afetadas.

Tabela 4 – Média absoluta e logaritmizada (log₁₀) das contagens de colônias sacaroses positiva e negativa, expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/mL), de *Vibrio* em amostras de água de dois viveiros, durante os períodos de estio e chuva, do cultivo em *Litopenaeus vannamei*, situada na Fazenda C.

Fazenda C								
Período de estio								
Dias de cultivo	Viveiro 01				Viveiro 02			
	Sac +		Sac -		Sac +		Sac -	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	5,05 x 10 ⁴	4,70	2,00 x 10 ⁵	5,30	2,20 x 10 ⁵	5,34	1,50 x 10 ⁷	7,18
30	2,00 x 10 ⁷	7,30	1,00 x 10 ⁶	6,00	8,35 x 10 ⁶	6,92	6,00 x 10 ⁵	5,78
60	3,00 x 10 ⁶	6,48	1,00 x 10 ⁶	6,00	8,85 x 10 ⁶	6,95	1,50 x 10 ⁵	5,18
90	7,40 x 10 ⁶	6,87	1,00 x 10 ²	2,00	1,98 x 10 ⁷	7,30	1,00 x 10 ²	2,00
120	2,00 x 10 ⁴	4,30	1,00 x 10 ²	2,00	1,51 x 10 ⁶	6,18	4,50 x 10 ⁷	7,65
Fazenda C								
Período de chuva								
Dias de cultivo	Viveiro 01				Viveiro 01			
	Sac +		Sac -		Sac +		Sac -	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00
30	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00
60	3,00 x 10 ⁵	5,48	1,00 x 10 ²	2,00	5,00 x 10 ²	2,70	1,00 x 10 ²	2,00
90	1,50 x 10 ³	3,18	1,00 x 10 ²	2,00	2,40 x 10 ⁵	5,38	4,00 x 10 ⁴	4,60
	*	*	*	*	*	*	*	*

(*) não houve coleta, pois o viveiro foi despescado.

Na fazenda A e C, durante o estio, as contagens de *Vibrio* sacarose + foram superiores às de *Vibrio* sacarose - no camarão, ao nível de significância de $P < 0,05$.

Ainda segundo a estatística, o período de estio foi amplamente predominante sobre a estação de chuva quanto à contaminação da água e do camarão.

Gómez-Gil et. al. (1998) encontraram valores médios de $4,30 \times 10^4$ UFC/g no hepatopâncreas de camarões *L. vannamei* saudáveis, com predominância de espécies não fermentadoras de sacarose (sac-). No presente estudo, os valores médios encontrados foram mais elevados,

chegando a $9,59 \times 10^8$ no hepatopâncreas, e com predominância das espécies fermentadoras de sacarose (sac+) (tabelas 5 e 6).

Foram verificadas diferenças significativas entre as contagens de unidade formadora de colônias sac+ e sac-, no hepatopâncreas dos camarões durante a estação de estio nas fazendas A (F=5, 625; P<0,05) e C(F= 5,437;P<0,05).

Nos resultados analisados, pode-se notar uma tendência à predominância de vibrios sacarose positiva nas amostras de camarão durante a estação de estio. Este fato não foi observado nas amostras de água dos viveiros, de onde os espécimes foram coletados o que pode indicar uma maior capacidade de agregação de espécie sacarose positiva aos tecidos dos camarões.

Segundo Menezes (2005), normalmente, os carcinicultores fazem uma correlação da quantidade de vibrios sacarose negativa e positiva para controlar seus níveis nos viveiros e com isso tentar evitar o aparecimento de infecções. No entanto, não existe base científica que possa comprovar esta relação, podendo tanto vibrios sacarose positivos como negativos serem causas de infecção em animais aquáticos (OWENS ; EDGERTON, 1997; VIEIRA et al., 2000).

Moriarty (1997) cita que na aqüicultura a transmissão de patógenos entre indivíduos pode ocorrer facilmente em razão dos animais se encontrarem confinados em um pequeno espaço. E ainda, que o conhecimento de uma relação precisa entre as bactérias da coluna d'água e seu crescimento nos organismos cultivados é essencial na geração de informações para a tomada de decisão do manejo que se vai empregar.

Tabela 5 – Média das contagens em números absolutos e logaritimizados de *Vibrio* spp. expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/g), de amostras de pós-larva e hepatopâncreas de camarão, nos dois ciclos de cultivo (estio e chuva), em três fazendas de camarão marinho (*Litopenaeus vannamei*), situadas no estado do Ceará.

Fazenda A								
Camarão dos Viveiros								
Estio					Chuva			
UFC/g					UFC/g			
Dias de cultivo	Viveiro 01		Viveiro 02		Viveiro 01		Viveiro 02	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	1,33 x 10 ⁸	8,12	44,3 x 10 ⁷	8,65	1,63 x 10 ²	2,21	6,00 x 10 ⁶	6,78
30	3,70 x 10 ⁶	6,57	3,89 x 10 ⁶	6,59	4,10 x 10 ³	3,61	5,10 x 10 ²	2,71
60	3,50 x 10 ⁶	6,54	7,60 x 10 ⁶	6,88	1,10 x 10 ²	2,04	2,00 x 10 ⁴	4,30
90	1,48 x 10 ⁸	8,17	3,20 x 10 ⁶	6,51	2,00 x 10 ⁴	4,30	6,35 x 10 ²	2,80
120	3,20 x 10 ⁶	6,51	2,01 x 10 ⁵	5,30	2,06 x 10 ²	2,31	2,00 x 10 ³	3,30
Fazenda B								
Camarão dos Viveiros								
Estio					Chuva			
UFC/g					UFC/g			
Dias de cultivo	Viveiro 01		Viveiro 02		Viveiro 01		Viveiro 02	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	4,50 x 10 ⁸	8,65	1,00 x 10 ⁶	6,00	2,60 x 10 ³	3,41	7,10 x 10 ³	3,85
30	9,00 x 10 ⁵	5,95	1,00 x 10 ⁶	6,00	1,99 x 10 ⁶	6,30	8,05 x 10 ⁴	4,91
60	1,44 x 10 ⁶	6,16	1,05 x 10 ⁶	6,02	1,66 x 10 ⁴	4,22	2,75 x 10 ⁶	6,44
90	2,33 x 10 ⁷	7,37	2,27 x 10 ⁸	8,10	1,38 x 10 ⁶	6,14	2,95 x 10 ⁴	4,47
120	1,20 x 10 ⁸	8,08	2,05 x 10 ⁶	6,31	*	*	*	*
Fazenda C								
Camarão dos Viveiros								
Estio					Chuva			
UFC/g					UFC/g			
Dias de cultivo	Viveiro 01		Viveiro 02		Viveiro 01		Viveiro 02	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	1,68 x 10 ⁸	8,23	8,40 x 10 ⁷	7,92	2,31 x 10 ²	2,36	1,09 x 10 ⁴	4,04
30	1,47 x 10 ⁸	8,17	7,20 x 10 ⁷	7,86	3,60 x 10 ²	2,56	3,00 x 10 ²	2,48
60	1,21 x 10 ⁸	8,08	9,59 x 10 ⁸	8,98	1,50 x 10 ³	3,18	1,31 x 10 ⁴	4,12
90	6,21 x 10 ⁷	7,79	5,56 x 10 ⁷	7,75	3,30 x 10 ³	3,52	2,50 x 10 ³	3,40
120	2,73 x 10 ⁸	8,44	2,83 x 10 ⁸	8,45	1,02 x 10 ⁴	4,01	*	*

(*) não houve coleta, pois o viveiro foi despesado.

Durante o período de chuva as contagens de *Vibrio* sacarose positivas e negativas nas amostras de pós-larva e hepatopâncreas de camarão, variaram entre 2,00 e 7,34 UFC/g (sac +) e de 1,00 a 4,94 UFC/g (sac-), na **fazenda A** (Tabela 6) .

Tabela 6 – Média absoluta e logaritmizada (log₁₀) das contagens de colônias sacarose positiva e negativa, expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/g), de *Vibrio* em amostras de pós-larva e hepatopâncreas de camarão, durante os períodos de estio e chuva, do cultivo em *Litopenaeus vannamei*, na Fazenda A.

Fazenda A								
Período de estio								
Dias de cultivo	Viveiro 01				Viveiro 02			
	Sac +		Sac -		Sac +		Sac -	
	Absoluto	log	Absoluto	log	Absoluto	log	Absoluto	Log
0	1,27 x 10 ⁸	8,10	5,50 x 10 ⁶	6,74	4,30 x 10 ⁷	7,63	1,30 x 10 ⁶	6,11
30	2,00 x 10 ⁵	5,30	3,50 x 10 ⁶	6,54	9,00 x 10 ⁴	4,95	3,80 x 10 ⁶	6,58
60	3,10 x 10 ⁶	6,49	4,00 x 10 ⁵	5,60	7,60 x 10 ⁶	6,88	5,00 x 10 ³	3,70
90	1,48 x 10 ⁷	7,17	1,00 x 10 ²	2,00	3,20 x 10 ⁶	6,51	1,00 x 10 ²	2,00
120	3,00 x 10 ⁶	6,48	2,00 x 10 ⁵	5,30	1,93 x 10 ⁵	5,29	7,50 x 10 ³	3,88

Fazenda A								
Período de chuva								
Dias de cultivo	Viveiro 01				Viveiro 02			
	Sac +		Sac -		Sac +		Sac -	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	5,00 x 10 ²	2,70	1,00 x 10 ²	2,00	2,18 x 10 ⁷	7,34	1,00 x 10 ²	2,00
30	5,00 x 10 ²	2,70	4,60 x 10 ³	3,66	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00
60	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00	7,45 x 10 ⁴	4,87	8,70 x 10 ⁴	4,94
90	6,35 x 10 ⁴	4,80	0,98 x 10	0,99	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00
120	1,00 x 10 ²	2,00	1,00 x 10 ²	2,00	1,53 x 10 ⁶	6,18	1,00 x 10 ²	2,00

(*) não houve coleta, pois o viveiro foi despescado.

Na fazenda B as contagens de *Vibrio* sacarose + nas pós larvas e no hepatopâncreas do camarão foram significativamente maiores do que as contagens de *Vibrio* sacarose -, no período de chuva (P<0,05)(tabela 7).

Na **fazenda B** as contagens de *Vibrio* sac + de amostras de pós - larva e de hepatopâncreas de camarão durante o período de estio variaram de 5,78 a 8,65 log de UFC/g (sac +) e de 2,00 a 7,73 log de UFC/g (sac -). Esses números no período da chuva foram de 2,30 a 6,0 log de UFC/g para as sac + e de 2,0 a 4,40 log de UFC/g.

Tabela 7 – Média absoluta e logaritimizada (log₁₀) das contagens de colônias sacaroses positiva e negativa, expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/g), de *Vibrio* em amostras de pós-larva e hepatopâncreas de camarão, durante os períodos de estio e chuva, do cultivo em *Litopenaeus vannamei*, na Fazenda B.

Fazenda B								
Período de estio								
Dias de cultivo	Viveiro 01				Viveiro 02			
	Sac +		Sac -		Sac +		Sac -	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	1,21 x 10 ⁸	8,08	2,00 x 10 ⁶	6,30	4,50 x 10 ⁸	8,65	1,00 x 10 ²	2,00
30	6,00 x 10 ⁵	5,78	5,00 x 10 ⁶	6,70	9,00 x 10 ⁵	5,95	1,00 x 10 ²	2,00
60	7,10 x 10 ⁶	6,85	2,80 x 10 ³	3,45	1,44 x 10 ⁶	6,16	1,00 x 10 ²	2,00
90	1,88 x 10 ⁷	7,27	2,00 x 10 ⁵	5,30	2,35 x 10 ⁷	7,37	1,00 x 10 ⁵	5,00
120	6,60 x 10 ⁷	7,82	5,40 x 10 ⁷	7,73	6,60 x 10 ⁷	7,82	5,40 x 10 ⁷	7,73

Fazenda B								
Período de chuva								
Dias de cultivo	Viveiro 01				Viveiro 02			
	Sac +		Sac -		Sac +		Sac -	
	Absoluto	log	Absoluto	log	Absoluto	log	Absoluto	Log
0	2,30 x 10 ⁴	4,36	1,00 x 10 ²	2,00	1,08 x 10 ⁴	4,03	1,00 x 10 ²	2,00
30	3,40 x 10 ³	3,53	2,00 x 10 ²	2,30	2,00 x 10 ²	2,30	1,00 x 10 ²	2,00
60	1,40 x 10 ⁴	4,15	1,00 x 10 ³	3,00	1,30 x 10 ⁴	4,11	1,00 x 10 ²	2,00
90	3,20 x 10 ⁴	4,51	1,00 x 10 ³	3,00	2,00 x 10 ³	3,30	5,00 x 10 ²	2,70
120	9,95 x 10 ⁵	6,00	2,50 x 10 ⁴	4,40	*	*	*	*

(*) não houve coleta, pois o viveiro foi despescado.

Os resultados encontrados na **fazenda C** para as colônias de *Vibrio* (sac +) em amostras de pós-larva e hepatopâncreas de camarão durante o período de estio foram de 6,15 a 8,43 log de UFC/g e de 2,00 a 8,93 log de UFC/g (sac -), como demonstrado na tabela 8. E no período de chuva esses valores para *Vibrio* (sac +) variaram de 3,40 a 6,40 log de UFC/g de 2,0 a 5,98 log de UFC/g.

Tabela 8 – Média absoluta e logaritimizada (log₁₀) das contagens de colônias sacaroses positiva e negativa, expressa em Unidade Formadora de Colônias (UFC/g), de *Vibrio* em amostras de pós-larva e hepatopâncreas de camarão, durante os períodos de estio e chuva, do cultivo em *Litopenaeus vannamei*, situada na Fazenda C.

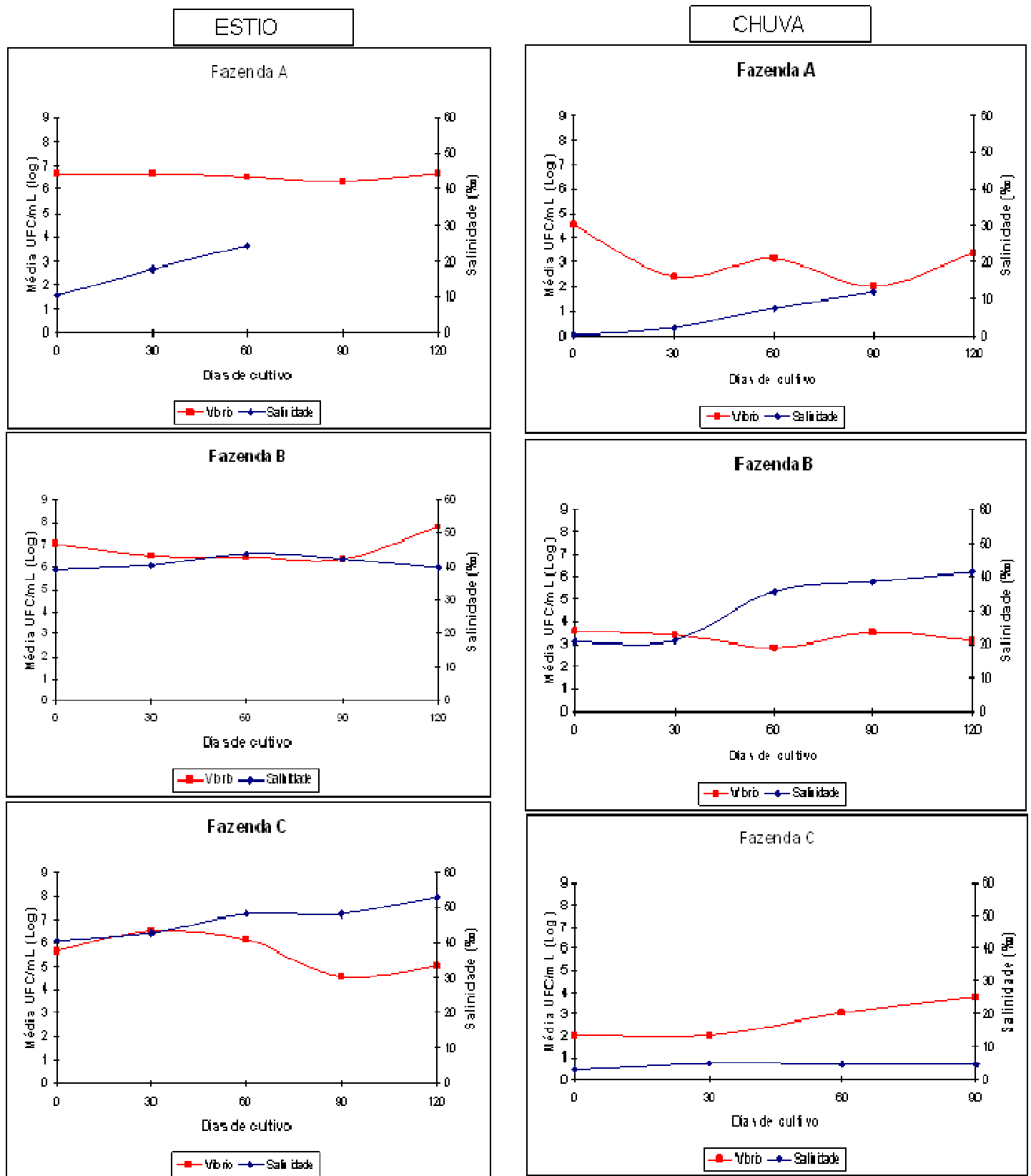
Fazenda C								
Período de estio								
Dias de cultivo	Viveiro 01				Viveiro 02			
	Sac +		Sac -		Sac +		Sac -	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	8,80 x 10 ⁷	7,94	1,00 x 10 ²	2,00	8,00 x 10 ⁷	7,90	4,00 x 10 ⁶	6,60
30	7,70 x 10 ⁷	7,89	7,00 x 10 ⁷	7,85	7,00 x 10 ⁷	7,85	2,00 x 10 ⁶	6,30
60	1,21 x 10 ⁷	7,08	2,50 x 10 ⁷	7,40	1,09 x 10 ⁸	8,04	8,50 x 10 ⁸	8,93
90	7,60 x 10 ⁶	6,88	2,00 x 10 ⁵	5,30	5,45 x 10 ⁷	7,74	11,3 x 10 ⁶	6,05
120	1,40 x 10 ⁶	6,15	1,00 x 10 ²	2,00	2,72 x 10 ⁸	8,43	1,10 x 10 ⁷	7,04

Fazenda C								
Período de chuva								
Dias de cultivo	Viveiro 01				Viveiro 02			
	Sac +		Sac -		Sac +		Sac -	
	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log	Absoluto	Log
0	2,50 x 10 ³	3,40	1,00 x 10 ²	2,00	4,10 x 10 ³	3,61	3,00 x 10 ³	3,48
30	1,04 x 10 ⁶	6,02	9,50 x 10 ⁵	5,98	7,60 x 10 ⁴	4,88	4,50 x 10 ³	3,65
60	1,60 x 10 ⁴	4,20	6,00 x 10 ²	2,78	2,50 x 10 ⁶	6,40	2,50 x 10 ⁵	5,40
90	1,35 x 10 ⁶	6,13	3,05 x 10 ⁴	4,48	2,70 x 10 ⁴	4,43	2,50 x 10 ³	3,40
120	*	*	*	*	*	*	*	*

(*) não houve coleta, pois o viveiro foi despesado.

De acordo com dados fornecidos pelas fazendas, na **fazenda A** os valores da salinidade variaram entre de 10,23‰ a 26,44‰, no período de estio e 0,15‰ a 32,33‰ durante o período de chuvas. Na **Fazenda B** 38,69‰ e 44,58‰ no período de estio e de 20,62‰ a 41,24‰ no período de chuvas. Já na **Fazenda C** esses números tiveram uma oscilação de 39,50‰ a 53,67‰ no período de estio e de 7,67‰ a 29,20‰ durante as chuvas (Figura 4).

Figura 4 – Comportamento dos vibrios em Unidade Formadora de Colônias por mililitro (UFC/mL) em amostras de água em função da salinidade, em três fazendas de cultivo de *L. vannamei*, durante as duas estações (estio e chuva).

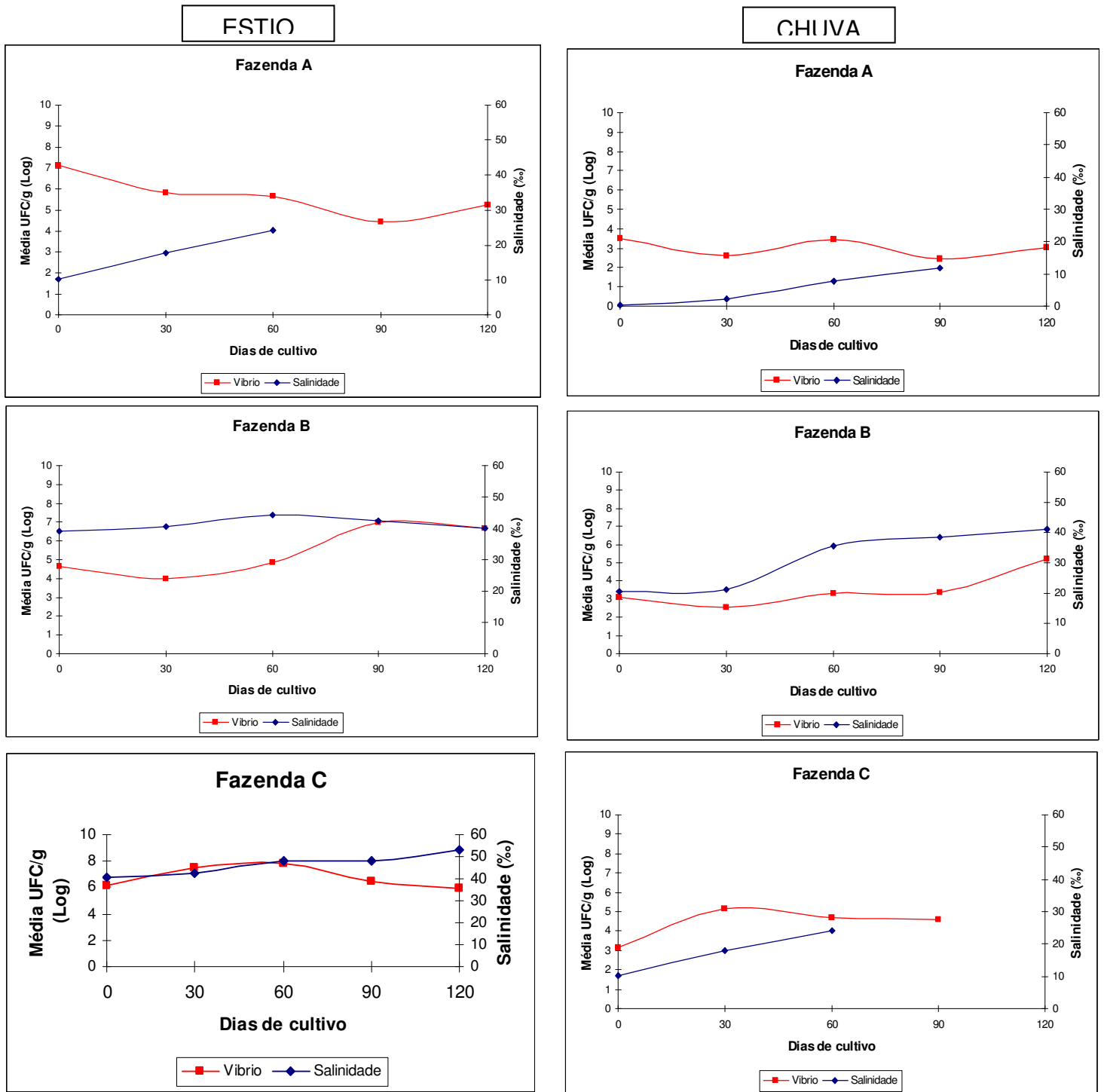


De acordo com Hernandez; Nunes (2001), a faixa ideal de salinidade requerida pela espécie *Litopenaeus vannamei* é de 15,0 a 27,0 g/l. Em condições adversas de salinidade, os camarões gastam mais energia para seu equilíbrio osmótico, e, portanto, necessitam de melhores requerimentos nutricionais.

A flutuação nos valores de salinidade, no presente trabalho, com variações de 0 a 53‰, interferiram no isolamento dos organismos, havendo muitas vezes dificuldade no cultivo dos víbrios. Os víbrios apresentam necessidade de sais para o seu crescimento, a dificuldade encontrada para o cultivo sobre o meio TCBS, pode ser devido à condição de “viável mas não cultivável” (Thompson, 2004), apresentada pelas células bacterianas submetidas a estresse.

Os resultados das contagens de víbrios nas águas dos viveiros mostram uma redução significativa no número da população do período de estiagem para o de chuva (dois ciclos completos de cultivo). Esse fato ocorreu nas três fazendas.

Figura 5 – Comportamento dos vibrios em Unidade Formadora de Colônias por mililitro (UFC/g) em amostras de camarão (pós-larva e hepatopâncreas de camarão jovem e adulto) em função da salinidade, em três fazendas de cultivo de *L. vannamei*, durante as duas estações (estio e chuva).



Em relação à salinidade, os menores valores foram observados de maio a julho, período sob influência de chuva, e onde ocorre maior diluição dos corpos d'água. Nesses meses também o crescimento dos vibrios foi dificultado. Fato observado nas placas sobre meio de TCBS. Pelos gráficos, pode-se afirmar que a salinidade influenciou nas contagens dos *Vibrios sac+* e *sac-*. Nos meses de agosto a novembro foram registrados os maiores valores de salinidade. Essa época do ano é caracterizada pela ausência de chuvas e, conseqüentemente, intensa evaporação, o que concorre para o aumento deste parâmetro. Gopal et al. (2005), também observaram que durante a estação das chuvas, na Índia (Junho-Agosto), o número do *Vibrio* é menos elevado devido a diminuição da salinidade.

Durante o período de realização dessa pesquisa a temperatura e o pH, na água dos viveiros amostrados, variaram de 25 a 30°C, e de 7,5 e 8,5, respectivamente. A pequena oscilação desses parâmetros é característica de regiões tropicais e favorecem a multiplicação das populações de bactérias mesófilas, entre as quais se encontram os vibrios. Em trabalho realizado por Thompson et al. (2004) sobre a diversidade e dinâmica de comunidade de vibrio na costa do Atlântico Norte, a temperatura se mostrou como um fator fundamental para ocorrência de vibrios na água sendo detectado um aumento na população de vibrios durante o verão quando as temperaturas alcançaram 30°C. Baixas contagens de vibrios em ambiente aquático são esperadas em regiões onde a temperatura das águas é desfavorável para essas bactérias (FUKUSHIMA ; SEKI, 2004; TISON, 1999).

Cavallo; Stabili (2004), em pesquisa sobre a biodiversidade de vibrios em águas da costa italiana, ressaltaram a correlação existente entre a temperatura da água e a presença de vibrios. Esses autores encontraram uma relação positiva entre a presença de *V. vulníficus*, *V. mimicus*, *V. cholerae* não O1, *V. logei*, *V. hollisae*, *V. diazotrophicus* e *V. aestarinus* e a temperatura medida nas águas.

Abraham et al. (2004) relataram que a temperatura, pH e salinidade nas águas de abastecimento e descarte de fazendas de camarão

são controladas por fatores ambientais tais como radiação solar, temperatura relativa do ar e chuvas. Enquanto os dois primeiros fatores promovem o aquecimento da água durante o dia, provocando a evaporação e um aumento nos valores da salinidade, as precipitações pluviométricas reduzem a temperatura, o pH e a salinidade na água.

A temperatura da água é provavelmente a mais importante variável ambiental na cultura de camarões porque afeta diretamente o metabolismo, o consumo de oxigênio, o crescimento, a muda e a sobrevivência. Em geral, uma súbita mudança de temperatura afeta o sistema imune do camarão, podendo ser crítica se coincidir com a presença de patógenos no ambiente.

Baixos níveis de oxigênio nos viveiros levam a um aumento na susceptibilidade a doenças infecciosas, e, falta e significantes diferenças no número de hemócitos são relatadas em camarões sujeitos à baixa salinidade (LE MOULLAC, 2000).

Dentre nove resultados de comparação do oxigênio e da temperatura por ANOVA, o turno foi significativo em oito (exceção para o oxigênio na estação do estio) enquanto o local do experimento (viveiro) o foi apenas em um caso: no camarão durante o estio, na fazenda C. (Tabela em anexo)

A avaliação da salinidade entre estações de pluviosidade mostrou que esse parâmetro foi maior durante o estio, com elevada significância estatística ($t= 4,910$; $P < 00001$), certamente devido à diminuição da afluência de água doce durante o verão.

Das amostras, de água e camarão, foram isoladas 145 cepas de *Vibrio*. Dessas, 62 foram isoladas da água de cultivo do camarão e 56 foram isoladas do camarão (pós-larva e hepatopâncreas). Vinte e sete cepas foram identificadas como *Aeromonas* spp, um gênero pertencente à família Aeromonadaceae, e que também apresenta bom crescimento sobre meio seletivo TCBS (Manual Oxoid/Difco). Até a oitava edição do Manual de Bacteriologia Sistemática de Bergey (BUCHANAN E GIBBONS, 1974), o gênero *Aeromonas*, era incluído na família Vibrionaceae. Mas de acordo com evidências genéticas e moleculares foi proposta uma nova família para o gênero: Aeromonadaceae (COLWELL et. al., 1986).

Das 56 cepas isoladas da água dos viveiros de todas as fazendas estudadas, dezesseis foram identificadas apenas até o gênero *Vibrio* spp, doze

foram identificadas como *V. mimicus*, cinco como *V. alginolyticus*, cinco como *V. tubiashii*, e mais quatro cepas de *V. fluvialis*, *V. hollisae*. *V. hollisae*, *V. mediterranei*, três de *V. aestuarinus*, três de *V. splendidus* e duas de *V. harvey* (Tabelas 9, 10 e 11).

A presença de cepas das espécies *V. vulnificus*, *V. alginolyticus*, *V. fluvialis* nas amostras, pode ser um indicador de risco para a saúde dos camarões cultivados uma vez que, na década passada, essas espécies foram relacionadas com problemas de enfermidades em vários cultivos de camarão marinho no mundo, conforme Esteve; Herrera(2000).

Na fazenda A, no período do estio, foram identificadas sete espécies de *Vibrio* dentre os isolados da água. Dos isolados de camarão foram identificados apenas cinco. Durante a época das chuvas esses isolados foram apenas de uma espécie na água e três no camarão (Tabela 9).

Das oito cepas isoladas no camarão, no ciclo 1(período de estio), duas foram isoladas das pós-larvas de camarão, sendo uma de *V. mimicus* e uma de *V* spp.. Com 30 dias de cultivo, foram isoladas duas cepas, uma de *V alginolyticus* e uma de *V. mediterranei*. No final do cultivo, foram isoladas duas de *V. hollisae* e duas de *V aestuarinus*. No ciclo 2(período de chuva), dos sete isolados de camarão, duas foram de *V. spp* nas pós –larvas, duas de *V. alginolyticus* com 30 dias de cultivo, uma de *V holisae* com 60 dias e duas de *V. fluvialis* com 90 dias de cultivo.

Quanto à riqueza de espécies, a fazenda B apresentou maior número de diferentes espécies isoladas e identificadas (11), enquanto nas outras duas fazendas esse número foi de no máximo , oito (Tabela 10).

Na fazenda B, durante o ciclo 1(estio), dos isolados de camarão, três cepas, identificadas das pós-larvas, eram: duas de *V. spp* e uma de *V. mimicus*; três dos camarões com 30 dias de cultivo : duas de *V. mediterranei* e uma *V. alginolyticus* ; cinco dos camarões com 60 dias de cultivo: duas de *V.mimicus* , uma de *V fluvialis* e duas de *V* spp.; duas de *V. metschnikovii* dos camarões com 90 dias e aos 120 dias foi isolado uma cepa de *V. vulnificus*.e duas de *V hispanicus*. Durante o ciclo 2, foram isolados das pós-larvas de camarão duas de *V. mimicus*, com 30 dias; três de *V.spp*.(sac+) Luminescente e duas de *V. alginolyticus* com 60 dias e duas de *V. metschnikovii*.aos 90 dias de cultivo.

Muitas espécies da família Vibrionaceae possuem a habilidade para bioluminescência (CZYZ et.al., 2000). Em sistemas de aquicultura de camarão, *V harveyi* é associado a episódios de mortalidade em larvas de camarões em vários países (KARUNASAGAR., 2001).

Tabela 9- Espécies de *Vibrio* isoladas em amostras da água e camarão *Litopenaeus vannamei* (pós-larva e hepatopâncreas), de dois viveiros, de uma fazenda (A) situada no estado do Ceará ,durante os períodos de estio e chuva.

Estio		
Fazenda A		
Espécies	Água	Camarão
	Nº de isolados	Nº de isolados
<i>V. spp</i>	2	1
<i>V. aestuarinus</i>	1	2
<i>V. alginolyticus</i>	1	1
<i>V. hollisae</i>	1	2
<i>V. mimicus</i>	1	1
<i>V. marinus</i>	1	—
<i>V. mediterranei</i>	1	1
<i>V. tubiashii</i>	1	—
Total	9	8
Chuva		
Fazenda A		
Espécies	Água	Camarão
	Nº de isolados	Nº de isolados
<i>V. spp</i>	2	2
<i>V. alginolyticus</i>	—	2
<i>V. fluvialis</i>	—	2
<i>V. hollisae</i>	—	1
<i>V. tubiashii</i>	1	—
Total	3	7

Tabela 10- Espécies de *Vibrio* isoladas em amostras da água e camarão *Litopenaeus vannamei* (pós-larva e hepatopâncreas), de dois viveiros, de uma fazenda (B) situada no estado do Ceará ,durante os períodos de estio e chuva.

Estio		
Fazenda B		
Espécies	Água	Camarão
	nº de isolados	nº de isolados
<i>V. spp</i>	4	3
<i>V. aestuarinus</i>	3	—
<i>V. alginolyticus</i>	—	1
<i>V. fluvialis</i>	2	1
<i>V. hollisae</i>	2	—
<i>V. hispanicus</i>	—	2
<i>V. mimicus</i>	4	3
<i>V. mediterranei</i>		2
<i>V. metschnikovii</i>	2	2
<i>V. splendidus</i>	2	—
<i>V. tubiashii</i>	2	—
<i>V. vulníficus</i>	—	1
Total	21	15

Chuva		
Fazenda B		
Espécies	Água	Camarão
	nº de isolados	nº de isolados
<i>V. spp.(sac+) Luminescente</i>	2	3
<i>V. aestuarinus</i>	2	—
<i>V. alginolyticus</i>	—	2
<i>V. hollisae</i>	1	—
<i>V. mimicus</i>	2	2
<i>V. metschnikovii</i>	2	2
<i>V. splendidus</i>	1	—
<i>V. tubiashii</i>	1	—
Total	11	9

Tabela 11- Espécies de *Vibrio* isoladas em amostras da água e camarão *Litopenaeus vannamei* (pós-larva e hepatopâncreas), de dois viveiros, de uma fazenda (C) situada no estado do Ceará ,durante os períodos de estio e chuva.

Estio		
Fazenda C		
Espécies	Água	Camarão
	Nº de isolados	Nº de isolados
<i>V. spp</i>	2	1
<i>V. aestuarinus</i>	—	2
<i>V. alginolyticus</i>	1	1
<i>V. fluvialis</i>	1	1
<i>V. hispanicus</i>	—	1
<i>V. mimicus</i>	5	2
<i>V. marinus</i>	2	—
<i>V. mediterranei</i>	—	2
Total	11	10

Chuva		
Fazenda C		
Espécies	Água	Camarão
	Nº de isolados	Nº de isolados
<i>V. spp</i>	3	—
<i>V. fluvialis</i>	1	—
<i>V. harveyi</i>	2	—
<i>V. mimicus</i>	2	1
<i>V. marinus</i>	1	—
Total	9	1

Nas amostras de água dos viveiros, foram isoladas cepas de *V. mimicus* em todas as amostras, na estação de estio. No período de chuvas, essa mesma espécie foi identificada nas águas de duas fazendas (B e C) (Tabelas 9, 10 e 11).

Na fazenda C, foram identificadas espécies diferentes, tanto na água quanto no camarão, durante o período de estio. Já no período de chuvas

esse número de espécies foi menor tanto na água, onde foram identificadas cinco espécies, quanto no camarão, foi apenas uma espécie identificada (Tabela 11).

Dentre os isolados de *Vibrio* do hepatopâncreas, *V. alginolyticus*, *V. mimicus* e *V. mediterranei* foram identificados nas três fazendas durante o estio. Dentre as espécies isoladas no período de chuvas, apenas o *V. alginolyticus* e *V. mimicus* foram coincidentes em duas fazendas, ao mesmo tempo.

A frequência de cepas isoladas nas amostras de pós-larva e juvenis da presente pesquisa não coincide com os resultados obtidos por Vandenberghe et al. (1999), que em inspeções bacteriológicas no cultivo de *L. vannamei* no Equador e México, relataram a presença predominante de *V. alginolyticus* em todos os estágios larvais, estando associado com a saúde dos estágios náuplios e zoea. *V. harveyi* foi associado com doenças em pós-larvas e juvenis. As espécies *V. parahaemolyticus*, *V. mimicus* e *Photobacterium damsela* foram associadas com os estágios juvenil e adulto do *L. vannamei*.

Gaméz et al. (2004) em estudo sobre a ocorrência de vibrios no cultivo do *L. vannamei* em Sonora no México no ano de 2003 revelaram a presença de seis espécies do gênero em 106 amostras de hepatopâncreas, sendo 30% de *Vibrio fluvialis*, 27% de *V. damsela*, 12,5% de *V. vulnificus*, 12,5% de *V. parahaemolyticus*, 11% de *V. alginolyticus* e 7% de *V. harveyi*. De acordo com os autores, não foram detectados surtos de vibriose em 2003, nas fazendas estudadas.

Houve uma predominância de *Vibrio mimicus* 20%, seguidos de *V. alginolyticus* e *V. tubiashii* com 8%, nas amostras de água dos viveiros, como apresentado nas tabelas 9, 10 e 11.

Já os isolados de camarão, apresentaram uma predominância de *Vibrio mimicus* de 14% , seguidos de *V. alginolyticus* e *V. tubiashii* com 13%.

Por serem um dos mais importantes patógenos de camarão, várias pesquisas foram realizadas com intuito de controlar infecções de *V. alginolyticus* à espécie de *L. vannamei*. Liu ; Chen (2004) e Tseng ; Chen (2004) conseguiram concluir que a associação de amônia e nitrato na água

torna o camarão mais susceptível ao *Vibrio*. Hou ; Chen (2004) pesquisaram então os efeitos da adição do extrato de *Gracilaria tenuistipitata* ao camarão e concluíram que os animais que receberam uma injeção da solução desse extrato tornaram-se mais resistentes ao *V. alginolyticus*.

Álvarez et al. (2003) relataram a presença de *Vibrio* spp (67%), *V. harveyi* (17%) e *V. carchariae* (17%) em amostras de água destinadas ao cultivo de peneídeos quando do estudo de casos de vibrioses em *Litopenaeus vannamei* e *L. stylirostris* em uma fazenda na costa ocidental da Venezuela. Os autores afirmaram que a diversidade de víbrios foi maior nas amostras de água onde camarões enfermos foram encontrados.

Em estudo sobre um caso de mortalidade em uma larvicultura de camarão, Vieira et al. (2000) isolaram *V. alginolyticus* (50%) e *V. fluvialis* (50%) em amostras de pós-larvas, e nas amostras de zoea e de náuplios de artêmia isolaram *V. alginolyticus* (100%). De acordo com o presente trabalho, também foram identificadas cepas dessas mesmas espécies, tanto na água quanto no camarão, porém não foi relatada mortalidade significativa nessas fazendas, durante o tempo da pesquisa, apesar do Centro de Diagnósticos de Enfermidades de Camarão Marinho (CEDECAM) – LABOMAR - UFC, ter procedido a análises histopatológicas em amostras de camarões oriundas das mesmas coletas, e ter constatado patogenias de grande importância para a carcinicultura. As amostras de camarão, das fazendas A, B e C, apresentaram indícios de gregarina e necrose no epitélio subcuticular, a partir de 30 dias de cultivo. No decorrer do ciclo de cultivo, foram diagnosticados IMNV (grau 1, 2 e 3), NHP, IHHNV, presença de “fouling” e vibriose no hepatopâncreas e nas brânquias, sendo as amostras da fazenda B, onde havia mais víbrios, as mais comprometidas. No entanto nenhum surto que merecesse registro aconteceu nas fazendas durante a pesquisa.

Segundo Lightner e Redman (1998), em qualquer diagnóstico, a partir de uma séria doença epizoótica, o patologista de camarão pode encontrar “fouling” nas brânquias, e apêndices, e uma cutícula no corpo todo colonizada por bactérias, protozoários ou algas bem como, parasitas

no intestino tais como gregarinas, sinais de infecção por bactérias ou fungos e infecção por um ou mais vírus.

Desde 2004, quando ocorreu uma epidemia do vírus da Necrose Infecciosa Muscular (NIMV) nas carciniculturas do Nordeste do Brasil (NUNES et al., 2004), o manejo nessas fazendas teve uma melhora considerável. Dos prejuízos que os carcinicultores sofreram ficou uma lição: antes, os cultivos eram muito mais super-intensivos onde se estocava > 100 indivíduos/m² agora a média é de 30-40/m², (dados fornecidos pelas fazendas) o que melhorou, sobremaneira, a sobrevivência dos animais em função da redução do estresse.

Gopal et al. (2005) em estudo sobre a ocorrência de espécies de *Vibrio* no cultivo de camarão na Índia revelaram dados semelhantes aos obtidos na presente pesquisa no que concerne à diversidade de víbrios nos viveiros de camarão, confirmando a presença de 17 espécies isoladas de amostras de água com temperatura variando de 25 a 30°C e pH de 7,8 a 8,4. As espécies encontradas foram *V. alginolyticus*, *V. cholerae*, *V. parahaemolyticus*, *V. harveyi*, *V. fischeri*, *V. vulnificus*, *V. fluvialis*, *V. mimicus*, *V. diazotrophicus*, *V. aestuarianus*, *V. campbelli*, *V. splendidus*, *V. cincinnatiensis*, *V. nereis*, *V. anguillarum*, *V. proteolyticus* e *V. pelagicus*. Os autores alertaram para a qualidade bacteriológica do camarão cultivado em águas ricas em víbrios, principalmente *V. cholerae* e *V. parahaemolyticus*, causadores de gastroenterites em consumidores de camarões cultivados. Nesse trabalho o autor fez a análise de camarões juvenis doentes em amostras de hemolinfa e hepatopâncreas, mostrando a predominância do *V. alginolyticus* seguido pelo *V. parahaemolyticus* e *V. pelagicus*.

Chanratchakool (1995) em estudo sobre patologia em *Penaeus monodon* revelou que a doença conhecida como “coloração vermelha” instalada no cultivo foi acompanhada por uma expressiva presença de víbrios em amostras de hepatopâncreas dos camarões doentes. De acordo com o autor, a “coloração vermelha” e vibrioses são definidas como patologias relacionadas a condições de estresse dos camarões, sendo o comprometimento dos ambientes de cultivo os principais responsáveis pela instalação das condições de estresse, podendo ser seguidas por infecções virais e/ou bacteriológicas.

Além de possuir alguns patógenos importantes para o homem e animais aquáticos, o gênero *Vibrio* também apresenta espécies envolvidas na ciclagem de nutrientes como o *V. harveyi* detectado apenas nas amostras de água da Fazenda C (Tabela 11). Víbrios são capazes de quebrar quitina, e algumas espécies são capazes de degradar hidrocarbonetos aromáticos policíclicos que são extremamente tóxicos para o meio ambiente (THOMPSON et al., 2004a). O próprio *V. harveyi* é um importante patógeno de camarões cultivados e que já foi responsável por sérias perdas na produção nas Filipinas e em outros países do sudeste asiático (GRÄSLUND, 2001).

Porém, em um bioensaio larval, algumas cepas de *V. harveyi* se mostraram incapazes de matar larvas de *Penaeus monodon* em densidades acima de 10^8 cel/mL (1.000 a 10.000 vezes mais alto do que seria encontrado normalmente nos tanques de larvicultura). Entretanto, existem também poucas cepas capazes de matar larvas nos bioensaios sob condições ideais para as larvas - em densidades menores que 10^2 cel/mL (10 a 100 vezes menos que normalmente presente nos tanques). Assim, a virulência nessas espécies de bactérias marinhas e provavelmente, em muitas outras, é espécie específica e não uma característica das espécies (HARRIS, 2000).

Portanto, não se pode dizer se esta ou aquela cepa é patogênica, a não ser que se faça um estudo de sua caracterização, principalmente genético.

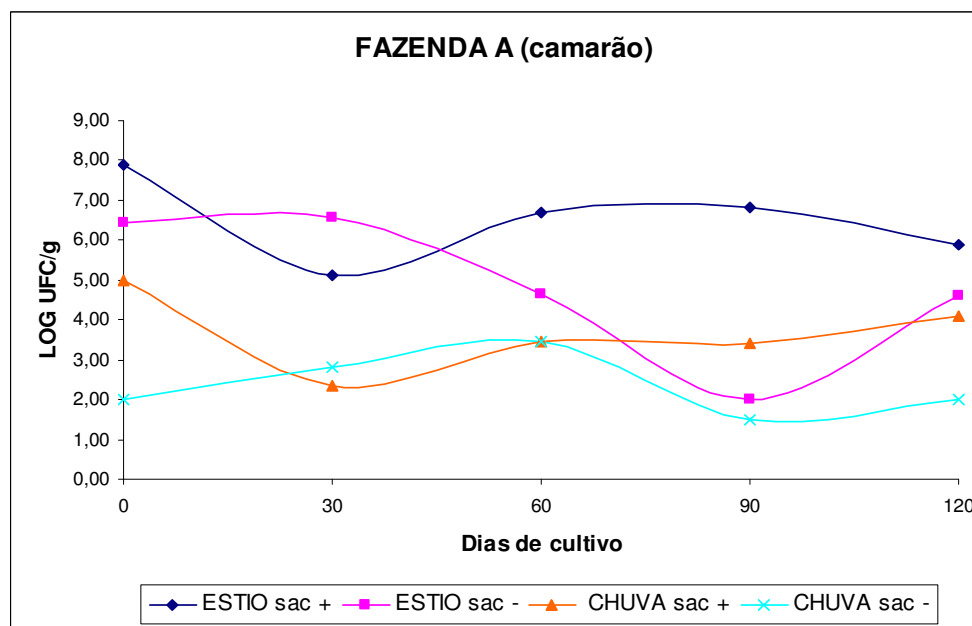
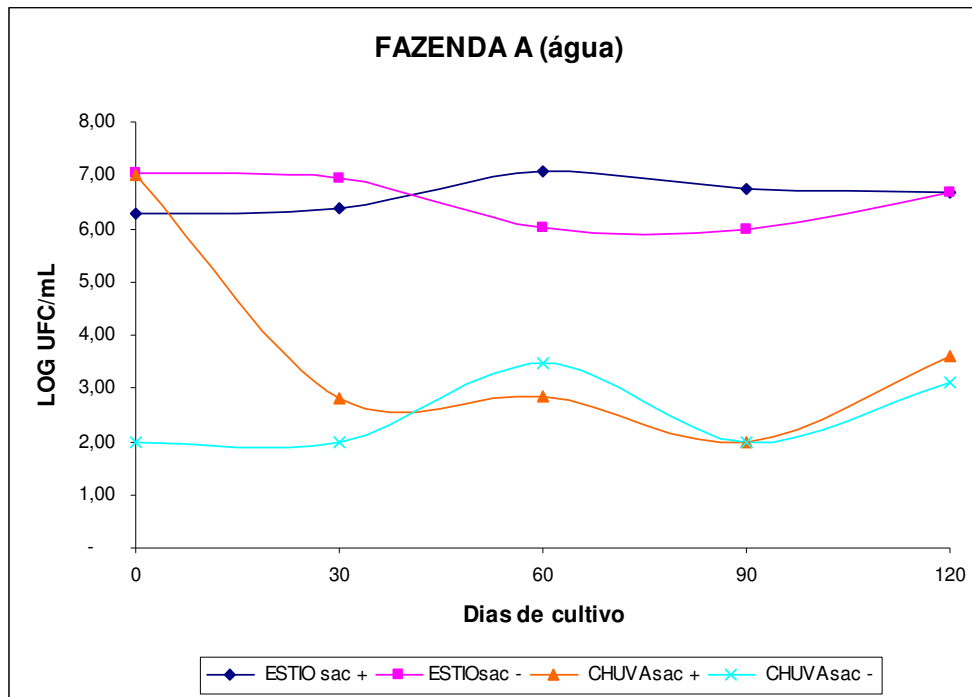


Figura 06 – Gráfico referente à quantificação de vibrio sac+ e sac- na água e camarão na fazenda A, localizada no estuário do rio Coreaú, na cidade de Granja- Ceará

Em relação ao ciclo dos camarões versus fazendas estudadas versus incidência de vibrios sacarose positiva ou negativa, pode-se dizer que na fazenda A, durante o primeiro ciclo, correspondente ao período de estio, as contagens de sac+ foram mais ou menos constantes com um leve decréscimo nos 30 dias de cultivo. As contagens de sac- iniciaram com log de 5,0 e diminuíram até os 90 dias e novamente subiram. Durante o segundo ciclo, chuva, as contagens de *Vibrio* foram bem mais baixas que no período de estiagem, fato já discutido. O maior índice de contagem de sac+ foi obtido no início do cultivo, e o menor valor foi atingido aos 30 dias de cultivo. Quanto às contagens de vibrio sac-, os números não alteraram muito do primeiro ao 120^o dia de cultivo (Figura 06). Na fazenda A, não foi registrado nenhum surto de doenças durante o período de estudo e os camarões, aparentemente, estavam sadios. No estio, nos dias da despescagem (120 dias) o número de vibrios sac+ e sac - eram semelhantes, variando essa diferença no período da chuva: mais sac +, no final do ciclo.

Thompson et al. (1997) afirmam que a concentração de *Vibrio* spp. varia enormemente entre os viveiros e também temporariamente dentro dos viveiros durante o ciclo completo dos camarões, então seria necessário se acompanhar periodicamente a medida de mortalidade durante este ciclo, mas sempre dentro de um intervalo de tempo, uma vez que muitas variáveis podem interferir na conclusão.

De todas as fazendas, A , B e C, a fazenda A foi a que apresentou um viveiro com a menor taxa de sobrevivência de camarões na despesca: 37,24%(em anexo) (viveiro 1) , no período da chuva, com uma população de vibrios total de $2,00 \times 10^2$ UFC/g.

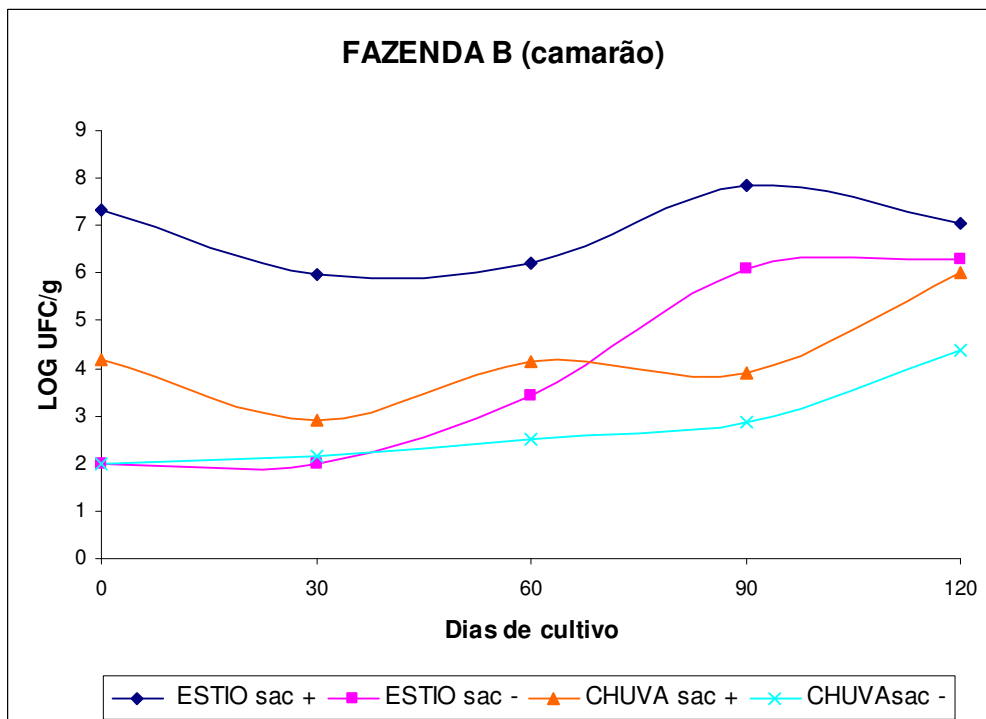
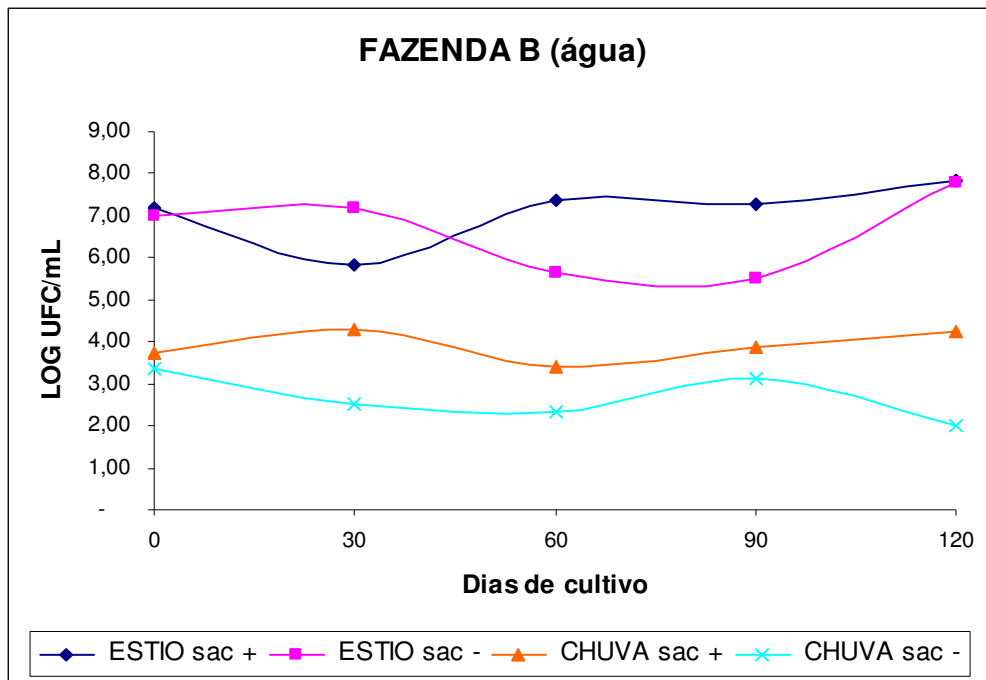


Figura 07 – Gráfico referente à quantificação de *Vibrio sac+* e *sac-* na água e camarão na fazenda B, localizada no estuário do rio Acaraú, na cidade de Acaraú- Ceará

Na fazenda B (figura 07), os números iniciais de UFC/g da pós larva (tempo zero), de *Vibrio saccharose* + e – durante o período de estio,

foi muito diferente, os sacarose + bem maiores que os -, no entanto, no final do cultivo (120 dias) esses números se aproximaram. No inverno sac+ e sac- começaram com uma menor diferença e terminaram na fase de despesca dos camarões (120 dias) com uma diferença maior do que no período do estio. Segundo Moriarty (1999), nas fazendas onde se usa antibióticos a predominância de víbrios no hepatopâncreas dos camarões é de víbrios luminescentes e sacarose negativos enquanto que, nas fazendas onde se usa probióticos a dominância é usualmente de víbrios sacarose positiva.

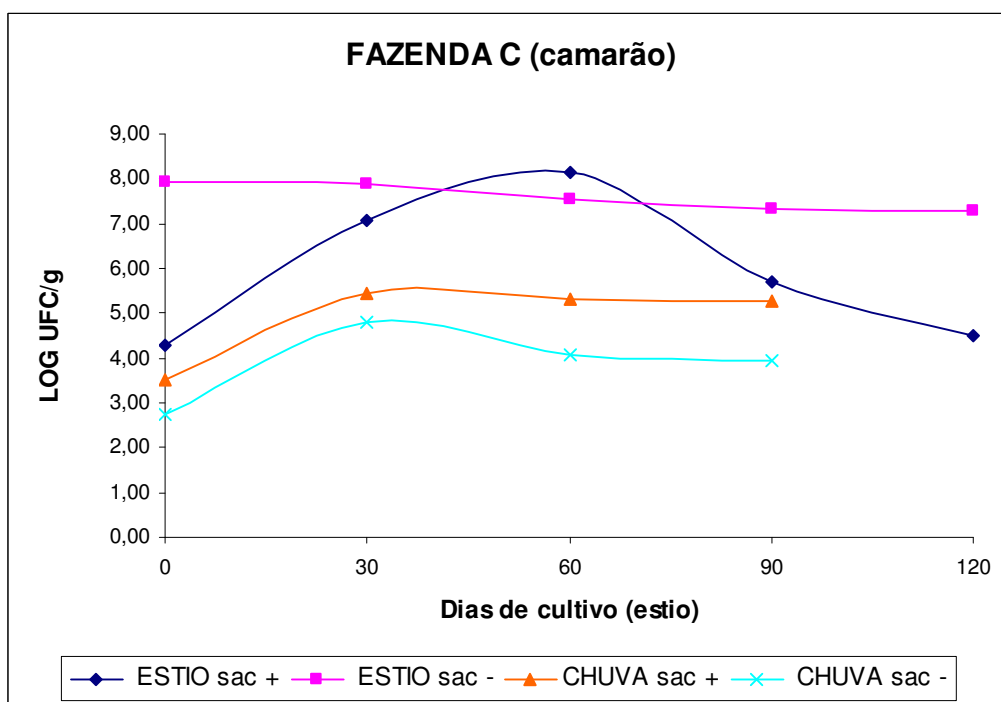
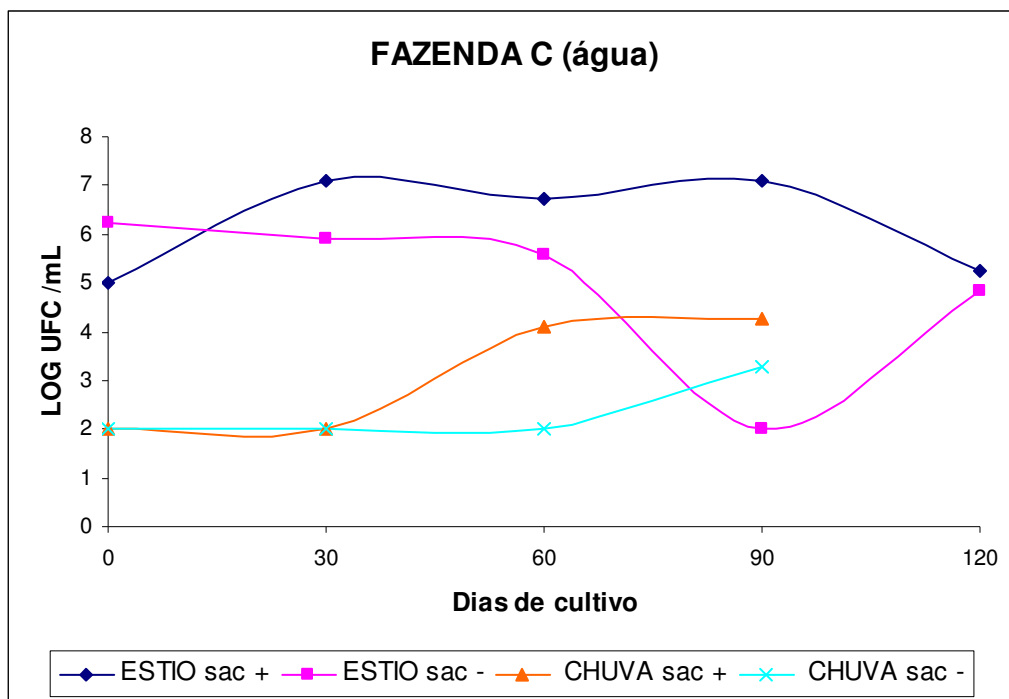


Figura 08 – Gráfico referente à quantificação de víbrio sac+ e sac- na água e camarão na fazenda C, localizada no estuário do rio Jaguaribe, na cidade de Aracati- Ceará

Na fazenda C (Figura 08), durante o estio, o número de vírios sacarose positivo na fase pós-larva dos camarões (tempo zero) era muito mais alto do que o de sacarose negativo e se manteve constante, durante

todo o ciclo. O número de vibrios sacarose negativos na fase larvar, nesse mesmo período, estio, começou com uma média de pouco mais do que log de 4,0, subindo no 30º e no 60º dias e baixando na fase de despesca. No período de chuva, a tendência da curva de ambos, vibrios sacarose positiva e negativa, em todas as fases do ciclo, foram semelhantes e ligeiramente crescentes. Das três fazendas, foi a que apresentou a maior taxa de sobrevivência dos camarões: um viveiro no período de estio (viveiro 2) com 80,58% de sobrevivência (em anexo), no 120º dia de cultivo.

Muito ainda tem que se fazer e estudar para se apontar qual, quais e quando uma determinada cepa é patogênica para o cultivo de camarão. Dados de vibrios em cultivos já existem, mas é necessário que mais experimentos sejam feitos para se entender o verdadeiro papel dos vibrios no ambiente e quando eles podem se tornar uma ameaça ao cultivo de camarões.

6 – CONCLUSÕES E RECOMENDAÇÕES

- Não houve correspondência entre a quantidade de vibrios total, quer sacarose positiva, quer sacarose negativa que colonizava o hepatopâncreas dos camarões, e o índice de sobrevivência (tabela em anexo) dos animais nos viveiros das fazendas, no momento da despesca.
- A maior ou menor diversidade de vibrios no hepatopâncreas dos camarões não implicou numa maior ou menor taxa de sobrevivência dos animais nos viveiros das fazendas, no momento da despesca. No entanto, quando o número de *Vibrio* foi alto na água e a diversidade baixa, caso da Fazenda A no período da chuva, a taxa de sobrevivência foi afetada negativamente .
- O número de vibrios é proporcional ao teor de salinidade das águas. Durante o inverno, quando a salinidade baixou, o número de vibrios nos camarões e na água esteve sempre mais baixo.
- Somente os dados da enumeração de vibrios e/ou os dados da enumeração de vibrio sacarose positiva ou negativa não são suficientes para se avaliar a probabilidade de camarões, de um determinado viveiro, virem a adoecer. Seria um conjunto de muito mais fatores: fonte abastecedora, dados físico químicos na fazenda e sobretudo o manejo, que determinariam os riscos que um determinado viveiro corre .

São recomendados mais estudos sobre a presença de vibrios, quantificação total e de vibrios sacarose positivas e negativas, e a relação dessas presenças com a taxa de sobrevivência no final do cultivo.

7 – BIBLIOGRAFIA

ABCC. Associação Brasileira dos Criadores de Camarão Marinho. A Carcinicultura Brasileira em 2003. **Revista da ABCC**, Recife, 2004.

ABRAHAM, T.J. Antibacterial marine bacterium deter luminous vibriosis in shrimp larvae. *NAGA*, WorldFish Center Quarterly, v. 27, n. 3-4, 2004.

AGUIRRE-GÚZMAN, G.; RUÍZ, H. M.; ASCENCIO, F. A review of extracellular virulence product of *Vibrio* species important in diseases of cultivated shrimp. **Aquaculture Research**, Oxford, v. 35, n. 15, p. 1395-1404, dec. 2004.

ALAM, M. J.; TOMOCHIKA, K.; MIYOSHI, S.; SHINODA, S. Analysis of seawaters for the recovery of culturable *Vibrio parahaemolyticus* and some other Vibrios. *Microbiol. Immunol.*, v. 45, n. 5, p. 393-397, 2001.

ALMEIDA FILHO, E. S.; VALENTE, A. M.; STUSSI, J. S. P.; OLIVEIRA, L. A. T.; FRANCO, R. M.; CARVALHO, J. C. A. P. *Vibrio vulnificus* em pescado, uma revisão. **Higiene Alimentar**, São Paulo, v. 18, n.116-117, p. 23-28, jan./feb. 2004.

ALSINA, M.; BLANCH, A.R. A set of keys for biochemical identification of environmental *Vibrio* species. **Journal of Applied Bacteriology**, Oxford, v. 76, n. 1, p. 79-85, jan., 1994.

ALTERTHUM, F. Nutrição e metabolismo bacterianos. In: TRABULSI, L.R.; ALTERTHUM, F. **Microbiologia**. 4 ed. Atheneu: São Paulo, 2005. 585p.

ALVAREZ, R. J. D.; AGURTO, C; OBREGÓN, J. ; PEROZA, L. Detección de *Baculovirus penaei* y de casos de vibriosis em *Litopenaeus vannamei* and *L. stylirostris* en una granja de la costa occidental de Venezuela. *Revista Científica*, FCV-LUZ, v. XIII, n. 4, p. 255-262, 2003.

APCC. **Microbiologia e segurança microbiológica de alimentos**. Varela: São Paulo, 1997. 377p.

BAFFONE, W.; CITTERIO, B.; VITTORIA, E.; CASAROLI, A.; CAMPANA, R.; FALZANO, L.; DONELLI, G. Retention of virulence in viable but non-culturable halophilic *Vibrio* spp. **International Journal of Food Microbiology**, Amsterdam, v. 89, n. 1, p. 31-39, dec. 2003,

BARBIERE JUNIOR, R.C.; OSTRENSKY NETO, A. **Camarões marinhos – engorda**. Aprenda Fácil: Viçosa, v.II, 2002. 370p.

BENNISH, M. L. Cholera: pathophysiology, clinical features, and treatment. In: WACHSMUTH, I. K.; BLAKE, P. A.; OLSVIK, O. (ed.). *Vibrio cholerae* and *Cholera*: Molecular to global perspectives. ASM Press: Washington, DC, 1994. p. 229-255.

BIER, O. **Microbiologia e Imunologia**. 24 ed. Melhoramentos: São Paulo, 1994. 945p.

BIK, E. M.; BUNSCHOTEN, A. E.; GOUW, R. D.; MOOI, F. R. Genesis of the novel epidemic *Vibrio cholerae* O139 Bengal: evidence for horizontal transfer of genes involved in polysaccharide synthesis. **The Embo Journal**, Oxford, v. 14, n. 2, p. 209-216, jan. 1995.

BLAKE, P. A. Historical perspectives on pandemic cholera. In: WACHSMUTH, I. K.; BLAKE, P. A.; OLSVIK, O. (eds.) *Vibrio cholerae* and cholera: molecular to global perspectives. ASM Press: Washington, DC, 1994. p. 293-295.

BORROTO, R. J. La ecología de *Vibrio cholerae* serogrupo O1 em ambientes acuáticos. **Revista Panamericana de Salud Publica**, v. 1, n. 1, p. 3-8, 1997.

BUCHANAN, R.E. ; N.E. GIBBONS, (eds.), *Bergey's Manual of Determinative Bacteriology*. 8th edition. The Williams & Wilkins Company, Baltimore, 964p.,1974

CAMPOS, L. A. *Vibrio cholerae*. p. 337-343, In: TRABULSI, L. R.; ALTERTHUM, F. (eds.). **Microbiologia**. 4ª ed. Revista e Atualizada, Atheneu: São Paulo, 718p., 2005

CCFH. Codex Committee on Food Hygiene. Discussion paper on risk management strategies for *Vibrio* spp in seafood, 2002.

CHAYABUBURAKUL, K.; NASH, G.; PRATANPIPAT, P.; SRIURAIRATANA, S.; WHITHYACHUMNARNKUL, B.; Multiple pathogens found in growth-retarded black tiger shrimp *Penaeus monodon* cultivated in Thailand. *Disease of Aquatic Organisms* 2004 Aug 9;60 (2):89-96.

CHANRATCHAKOOL, P.; TURNBULL, J.F.; FUNGE-SMITH, S. & LIMSUWAN, C. Health management in shrimp ponds. Aquatic Animal Health Research Institute Department of Fisheries. Kasetsart University Campus. Bangkok, 1995. CHANRATCHAKOOL, P. White patch disease of black tiger shrimp (*Penaeus monodon*). AAHRI Newsletter Article, v.4, n. 1, 1995.

CONAMA. Conselho Nacional do Meio Ambiente. Resolução nº 357 de 17 de março de 2005. Ministério do Meio Ambiente. Brasil, 2005.

COSTA, R. A. **Pesquisa de *Vibrio* no cultivo do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* no Estado do Ceará**. 2006. 101f. Dissertação (Mestrado em Ciências Marinhas Tropical) – Instituto de Ciências do Mar, LABOMAR, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2006.

CZYZ, A., WROBEL, B.; WEGRZYN, G. *Vibrio harveyi* bioluminescence play a role in simulation of DNA repair. *Microbiology*, 146, 283-288, 2000.

DANIELS, N. A.; MACKINNON, L.; BISHOP, R.; ALTEKRUSE, S.; RAY, B.; HAMMOND, R. M.; THOMPSON, S.; WILSON S.; BEAN, N. H.; GRIFFIN, P. M.; SLUTSKER, L. *Vibrio parahaemolyticus* infections in the United States,

1973-1998. **Japanese Journal of Infectious Diseases**, Tokyo, v. 181, n. 5, p. 1661-1666, may. 2000.

DOWNES, M. P.; ITO, K. **Compendium of Methods for the Microbiological Examination of Foods**. APHA 4th ed., 676p, Washington, DC, 2001.

DSMZ. *Deutsche Sammlung von Mikroorganismen und Zellkulturen GmbH*

Disponível em:

<<http://www.dsmz.de/bactnom/bactname.htm>> Acesso em 01 de junho de 2007).

EC. Europe Commission. Opinion of the Scientific Committee on veterinary measures relating to public health on *Vibrio vulnificus* and *Vibrio parahaemolyticus* (in raw and undercooked seafood). Health and Consumer Protection Directorate General, 2001.

ELLIOT, E. L.; KAYSNER, C. A.; JACKSON, L.; TAMPLIN, M. L. *Vibrio cholerae*, *V. parahaemolyticus*, *V. vulnificus* and other *Vibrio* spp. In: **FDA Bacteriological Analytical Manual**. AOAC International Gaithersburg MD, 1995. p. 9.01-9.27.

ELLIOT, E. L.; KAYSNER, C. A.; JACKSON, L.; TAMPLIN, M. L. *Vibrio cholerae*, *V. parahaemolyticus*, *V. vulnificus* and other *Vibrio* spp. In: **Food and Drug Administration – FDA, Bacteriological Analytical Manual**. FDA, Center for Food Safety and Applied Nutrition – CFSAN, 2001.

FDA. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Consultas de expertos *ad hoc* sobre la evaluación de riesgos asociados a los peligros microbiológicos en los alimentos. Identificación de peligros, evaluación de exposición y caracterización de peligros de *Campylobacter* spp. em pollos para asar y *Vibrio* spp. em mariscos. Oficina Central de la OMS, Ginebra, Suiza, 2001.

GOMEZ-GIL, B.; TRON-MAYÉN, L.; ROQUE, A.; TURNBULL, J. F.; INGLIS, V.; GUERRA-FLORES, A. L. Species of *Vibrio* isolated from hepatopancreas, haemolymph and digestive tract of a population of healthy juvenile *Penaeus vannamei*. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 163, n. 1, p. 1-9, apr. 1998.

GOMEZ-GIL, B.; THOMPSON, L. F.; THOMPSON, C. C.; SWINGS, J. *Vibrio rotiferianus* sp. nov., isolated from cultures of the rotifer *Brachionus plicatilis*. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, Inglaterra, v. 53, n. 1, p. 239-243, jul. 2003.

GOMEZ-GIL, B.; RODRIGUEZ-SOTO, S.; GARCIA-GASCA, A.; ROQUE, A.; VAZQUEZ-JUAREZ, R.; THOMPSON, L. F.; SWINGS, J. Molecular identification of *Vibrio harvey* - related isolates associated with diseased aquatic organisms. **Microbiology**, New York, v. 150, n. 6, p. 1769-1777, jun. 2004.

GRÄSLUND, S., BENGTSSON, B.-E. 2001. Chemicals and biological products used in southeast Asian shrimp farming and their potential impact on the environment – a review. *Science of the Total Environment*, 280, 93–131.

GOPAL, S.; OTTA, S. K.; KUMAR, S.; KARUNASAGAR, I.; NISHIBUCHI, M. ; KARUNASAGAR, I. The occurrence of *Vibrio* species in tropical shrimp culture environments; implications for food safety. *International Journal of Food Microbiology*, v. 102, n. 2, p. 151-159, 2005.

HARWOOD, V. J.; GANDHI, J. P.; WRIGHT, A. C. Methods for isolation and confirmation of *Vibrio vulnificus* from oysters and environmental sources: a review. **Journal of Microbiological Methods**, Amsterdam, v. 59, n. 3, p. 301-316, dec. 2004.

HARRIS, L.; OAKEY, J.; P, VICTORIA.; Health Management. *Global Aquaculture Advocate*, December 2000, v3, n6, p. 10-11, 96pp.

HAYAT MAHMUD, Z.; KASSU, A.; MOHAMMAD, A.; YAMATO, M.; BHUIYAN, N. A.; BALAKRISH NAIK, G.; OTA, F. Isolation and molecular characterization

of toxigenic *Vibrio parahaemolyticus* from the Kii Channel Japan. **Microbiology Research**, v. 161, n. 1, p. 25-37, jun. 2006.

HERVIO-HEATH, D.; COLWELL, R. R.; DERRIEN, A.; ROBERT-PILLOT, A.; FOURNIER, J. M.; POMMEPUY, M. Occurrence of pathogenic vibrios in coastal areas of France. **Journal of Applied Microbiology**, Oxford, v. 92, n. 6, p. 1123-1135, jun. 2002.

HONDA, T.; LAPUEBLA, M. A. A.; NI, Y.; YAMAMOTO, K. Characterization of a new thermostable direct haemolysin produced by Kanagawa-phenomenon negative clinical isolate of *Vibrio parahaemolyticus*. **Journal of General Microbiology**, London, v. 137, n. 2, p. 253-259, feb. 1991.

HORRÉ, R.; MARKLEIN, G.; SCHAAL, K. P. *Vibrio vulnificus*, an emerging human pathogen. **Zentralblatt Für Bakteriologie**, Jena, v. 284, p. 273-284, 1996.

HOSSEINI, H.; CHERAGHALI, A. M.; YALFANI, R.; RAZAVILAR, V. Incidence of *Vibrio* spp. in shrimp caught off the south coast of Iran. **Food Control**, Surrey, v. 15, n. 3, p. 187-190, apr. 2004.

HUSS, H. H.; ABABOUCHE, L.; GRAM, L. **Assessment and management of seafood safety and quality**. Fisheries technical paper N°44. Food and Agriculture Organization of the United Nation (FAO), Rome, 2004.

KAPER, J. B.; MORRIS, J. G.; LEVINE, M. M. Cholera. **Clinical Microbiology Reviews**, Washington, v.8, n. 1, p. 48-86, jan. 1995.

KARUNASAGAR, O.; KARUNASAGAR. Bacteriological study of shrimp, *Penaeus monodon* Fabricius, hatcheries in India. **Journal of Applied Ichthyology**, v. 17, p. 59, 2001.

KASPAR, C. W.; TAMPLIN, M. L. Effects of temperature and salinity on the survival of *Vibrio vulnificus* in seawater and shellfish. **Applied and**

Environmental Microbiology, Washington, v. 59, n. 8, p. 2425-2429, aug. 1993.

KAYSNER, C. A. *Vibrio* species. In: LUND, B. M.; BAIRD-PARKER, T. C.; GOULD, G. W. (eds.). **The microbiological safety and quality of foods**. Aspen Publishers Inc.: Gaithersberg, Maryland, USA, 2000. p.1336-1362.

KAYSNER, C. A.; DEPAOLA, A. JR. *Vibrio cholerae*, *V. parahaemolyticus*, *V. vulnificus*, and other *Vibrio* spp. Bacteriological Analytical Manual, 8th ed. Revision A, 1998. Chapter 9. Substantially rewritten and revised May 2004. In: **Bacteriological Analytical Manual on line**. Chapter 9, *Vibrio*, 2004. Disponível em: <<http://www.cfsan.fda.gov/~ebam/bam-9.html#authors>>. Acesso em: 07 ago. 2006.

KAYSNER, C. A. *Vibrio* species. In: LUND, B. M.; BAIRD-PARKER, T. C.; GOULD, G. W. (eds.). **The Microbiological Safety and Quality of Foods**. Aspen Publishers Inc.: Gaithersberg, Maryland, USA, 2000. p. 1336-1362.

LAKE, R.; HUDSON, A.; CRESSEY, P. **Risk profile: *Vibrio parahaemolyticus* in seafood**. Institute of Environmental Science & Research Limited, 2003.

LEE, S. K.Y.; WANG, H. Z.; LAW, S. H. W.; WU, R. S. S.; KONG, R. Y. C. Analysis of the 16S-23S rDNA intergenic spacers (IGSs) of marine vibrios for species-specific signature DNA sequences. **Marine Pollution Bulletin**, Oxford, v. 44, p. 412-420, 2002.

LIGHTNER, D. V. Diseases of penaeid shrimp. In: MCVEY, J. P. (ed.). **Handbook of Mariculture: Crustacean Aquaculture**, CRC Press: Boca Raton, 1996. p. 393-486.

LIMA, F. C. *Víbrios* marinhos II. *Víbrios* não coléricos. **Revista Higiene Alimentar**, São Paulo, v. 11, n. 49, p. 8-13, 1997.

LIU, C.-H.; YEH, S.-T.; CHENG, S.-Y.; CHEN, J.-C. The immune response of the white shrimp *Litopenaeus vannamei* and its susceptibility to *Vibrio* infection in relation with the moult cycle. **Fish & Shellfish Immunology**, v.16, n. 2, p.151-161, feb. 2004.

MENEZES, F. G. R. Diversidade de *Vibrio* spp em estuários no estado do Ceará associada à atividade de carcinicultura. Dissertação apresentada ao curso de mestrado em Ciências Marinhas Tropicais. Universidade Federal do Ceará, ano de obtenção: 2005.

MORIATY, D. J. W. The role of microorganisms in aquaculture ponds. *Aquaculture*, v. 151, p. 333 – 349, 1997.

MURRAY, P. R.; BARON, E. J.; PFALLER, M. A.; TENOVER, F. C.; YOLKEN, R. H. **Manual of Clinical Microbiology**. 7th ed., American Society for Microbiology, 1999. Washington, D.C.

NCCLS. National Committee for Clinical Laboratory Standards. Performance Standards for Antimicrobiol. Disk Susceptibility Tests. Approved Standards Vilanova, 1988. 18 M100-58

NOGUEIRA, J. M. R.; RODRIGUES, D. P.; HOFER, E. Viabilidade de *Vibrio cholerae* O1 em diferentes tipos de água em condições experimentais. **Caderno de Saúde Pública**, São Paulo, v. 18, n. 5, p. 1339-1345, set./out. 2002.

NUNES, A. J. P. O cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei* em águas oligohalinas. **Panorama da Aqüicultura**, pp.15-19. julho/agosto 2001.

NUNES, A. J. P.; MARTINS, P. C. Avaliando o estado de saúde de camarões marinhos na engorda. **Panorama da Aqüicultura**, v. 12, n. 72, p. 23-33, 2002.

MAIA E. P.; Avaliação do uso de probiótico no cultivo intensivo de *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) em viveiros de terra em sistema fechado. 2004.

Dissertação (Mestrado em Ciências Marinhas Tropicais) - Instituto de Ciências do Mar - Universidade Federal do Ceará.

PANCHAYUTHAPANI, D. A survey diseases in India. In: FLEGEL, T.W.; MACRAE, I.H. (eds.). **Diseases in asian aquaculture health – general**. 1997. 405p.

PANICKER, G.; CALL, D. R.; KRUG, M. J.; BEJ, A. K. Detecção de espécies patogênicas em moluscos utilizando PCR multiplex e DNA microarray. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 70, n. 12, p. 7436-7444, dec. 2004.

PEREIRA, A. M. L.; LEGAT, A. P.; LEGAT, J. F. A.; CASTRO, P. F. Biossegurança em fazendas de camarão. **Revista da ABCC**, ano 6, n. 1, 2004.

REVISTA GLOBO RURAL. **Aqüicultura. Será a soja marinha? Graças à alta eficiência da produção, as exportações de camarão disparam e o Brasil já almeja a liderança mundial.** Disponível em: <<http://revista.globorural.globo.com/GloboRural/0,6993,EEC691095-1641,00.html>>. Acesso em: 26 fev. 2005.

ROBERT-PILLOT, A.; GUENOLE, A.; FOURNIER, J. M. Usefulness of R72H PCR assay for differentiation between *Vibrio parahaemolyticus* and *V. alginolyticus* species: validation by DNA-DNA hybridization. **Fems Microbiology Letters**, Amsterdam, v. 215, n. 1, p. 1-6, sept. 2002.

SALLY JO RUBIN ; RICHARD C. TILTON; Isolation of *Vibrio alginolyticus* from Wound Infections. *Journal of Clinical Microbiology*. December 2004; 2(6): 556-558.

SOARES, J. B.; CASSIMIRO, A. R. S.; ALBUQUERQUE, L. M. B. **Microbiologia básica**. 2 ed. EUFC: Fortaleza, 1991. 180 p.

SOUSA, O. V.; VIEIRA, R. H. S. F.; MENEZES, F. G. R.; REIS, C. M. F. ; HOFER, E. Detection of *Vibrio parahaemolyticus* and *Vibrio cholerae* in oyster, *Crassostrea rhizophorae*, collected from a natural nursery in the Cocó river estuary, Fortaleza, Ceará, Brazil. Rev. Inst. Med.Trop. S. Paulo., v.46, n 2, p.59-62, 2004.

SUNG, H-H., HSU S-F., CHEN C-K., TING, Y-Y., CHAO, W-L. Relationships between disease outbreak in cultured tiger shrimp(*Penaeus monodon*), and the composition of *Vibrio* communities in pond water and shrimp hepatopâncreas during cultivation. Aquaculture, v.192, p. 101-110.1994.

SUTHIENKUL, O.; ISHIBASHI, M.; IIDA, T.; NETTIP, N.; SUPAVEJ, S. EAMPOKALAP, B.; MANKINO, M.; HONDA, T. Uréase production correlates with the possession of the TRH gene in *Vibrio parahaemolyticus* strains isolated in Thailand. **Journal Infection Diseases**, Chicago, v. 172, n. 5, p. 1405-1408, nov. 1996.

THOMPSON, F. L.; IIDA, T. ; SWINGS, J. Biodiversity of vibrios. Microbiology and Molecular Biology Reviews, v. 68, n. 3, p. 403-431, 2004a.

THOMPSON, J. R.; RANDA, M. A.; MARCELINO, L. A.; TOMITA-MITCHELL, A.; LIM, E. ; POLZ, M. F. Diversity and dynamics of a North Atlantic coastal *Vibrio* community. Applied and Environmental Microbiology, v. 70, n. 7, p. 4103-4110, 2004b.

TRABULSI, L. R.; ALTERTHUM, F.; GOMPERTZ, O. F.; CANDEIAS, J. A. N. **Microbiologia**, 3 ed. Atheneu: São Paulo, 1999. 586 p.

VALENÇA, A. R.; MENDES, G. N. Cultivo de *Litopenaeus vannamei*: Água doce ou oligohalina? **Panorama da Aqüicultura**, v. 13, n. 78, 2003.

VANDENBERGHE, J.; VERDONCK, L.; ROBLES-AROZENA, R.; RIVERA, G.; BOLLAND, A.; BALLADARES, M.; GOMEZ-GIL, B.; CALDERON, J.; SORGELOOS, P.; SWINGS, J. *Vibrios* associated with *Litopenaeus vannamei*

larvae, postlarvae, broodstock and hatchery probionts. **Applied Environmental Microbiology**, Washington, v. 65, n. 6, p. 2592-2597, jun. 1999.

VIEIRA, R. H. S. F.; GESTEIRA, T. C. V.; MARUQUES, L. C.; MARTINS, P. C. C.; MONTEIRO, C. M.; CARVALHO, R. L. *Vibrio* spp. e suas implicações sobre larviculturas de camarões marinhos. **Arquivo de Ciências do Mar**, Fortaleza, v. 33, p. 107-112, 2000.

VIEIRA, R. H. S. F.; LIMA, E. A.; SOUSA, D. B. R.; REIS, E. F.; COSTA, R. G.; RODRIGUES, D. P. *Vibrio* spp. and *Salmonella* spp., presence and susceptibility in crabs *Ucides cordatus*. **Revista do Instituto de Medicina Tropical**, São Paulo, v. 46, n. 4, p. 179-182, jul.-aug. 2004.

WANG, L.-U.; CHEN, J.-C. The immune response of white shrimp *Litopenaeus vannamei* and its susceptibility to *Vibrio alginolyticus* at different salinity levels. **Fish & Shellfish Immunology**, v. 18, n. 4, p. 269-278, april. 2005.

WONG, H-C; CHEN, M-C; LIU S-H.; LIU, D. P. Incidence of highly genetically diversified *Vibrio parahaemolyticus* in seafood imported from Asia countries. **International Journal of Food Microbiology**, Amsterdam, v. 52, n. 3, p. 181-188, nov. 1999.

YEH, S.T.; LIU, C. H.; CHEN, J. C. Effect of copper sulfate on the immune response and susceptibility to *Vibrio alginolyticus* in the white shrimp *Litopenaeus vannamei*.

Anexo A – Taxa de sobrevivência dos camarões nos viveiros

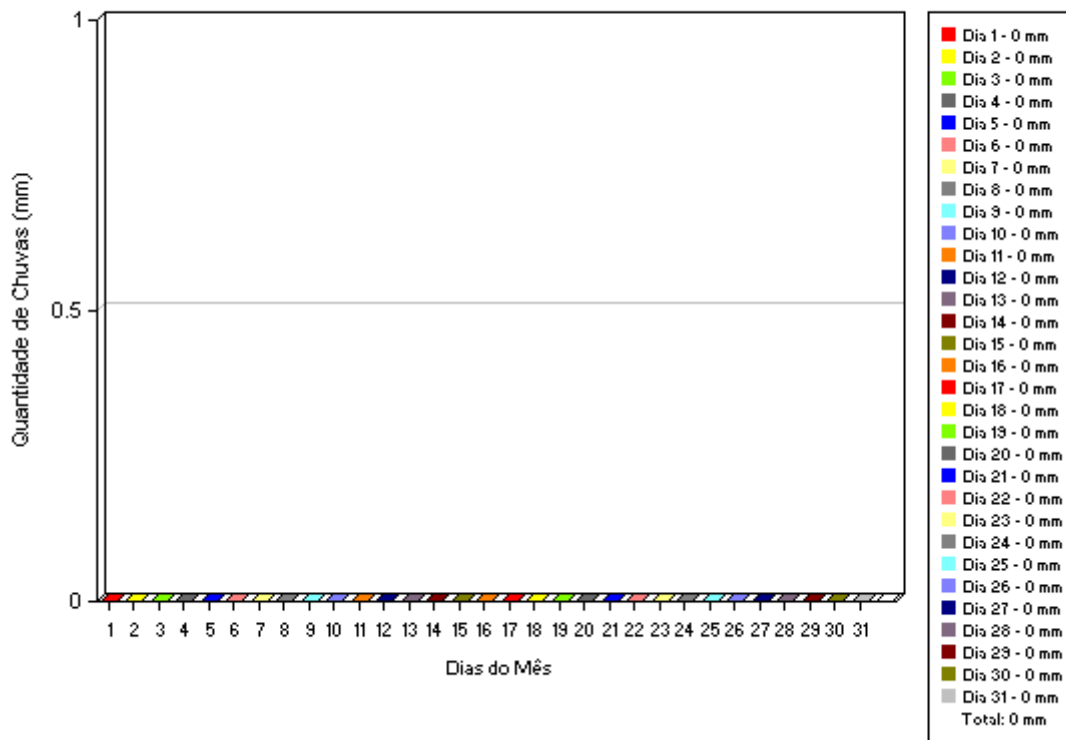
Ciclo I(estio)		
	Viveiro 01	Viveiro 02
Fazenda A	55,37%	61,81%
Fazenda B	49,07%	44,89%
Fazenda C	42,15%	80,52%

Ciclo II(chuva)		
	Viveiro 01	Viveiro 02
Fazenda A	37,24%	54,93%
Fazenda B	50,95%	51,02%
Fazenda C	55,92%	49,27%

*Dados fornecidos pelas fazendas.

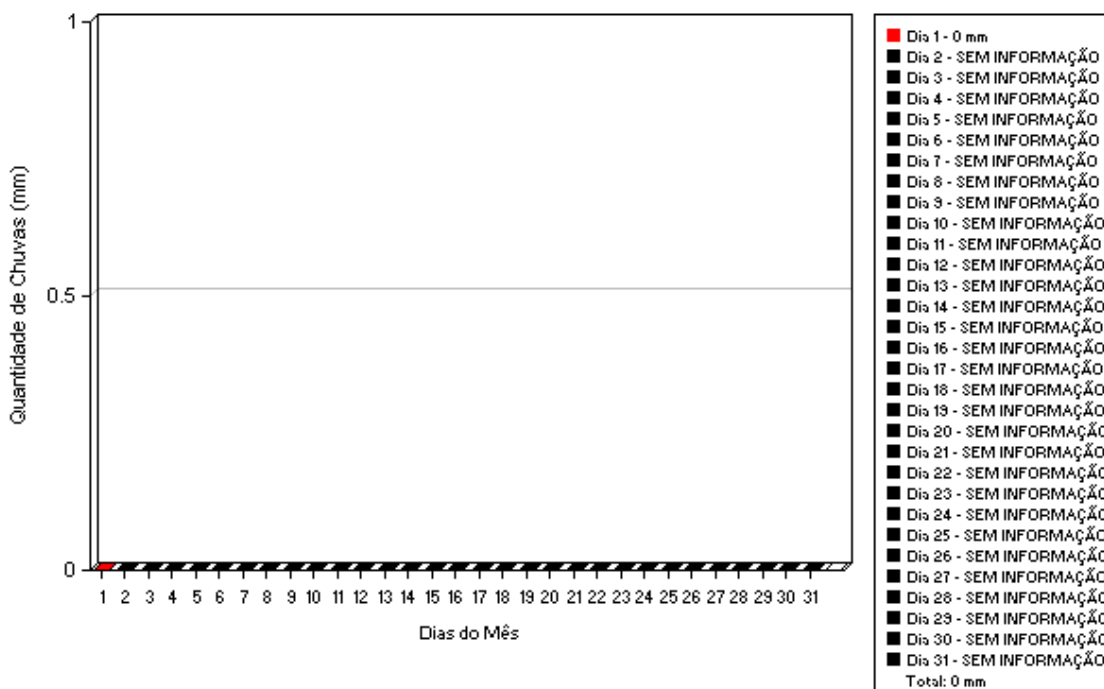
ANEXOS B – Gráficos da pluviosidade durante o período de coletas (Estuário rio Coreaú)

Granja - (Granja)
Chuvvas do Mês de Agosto de 2005



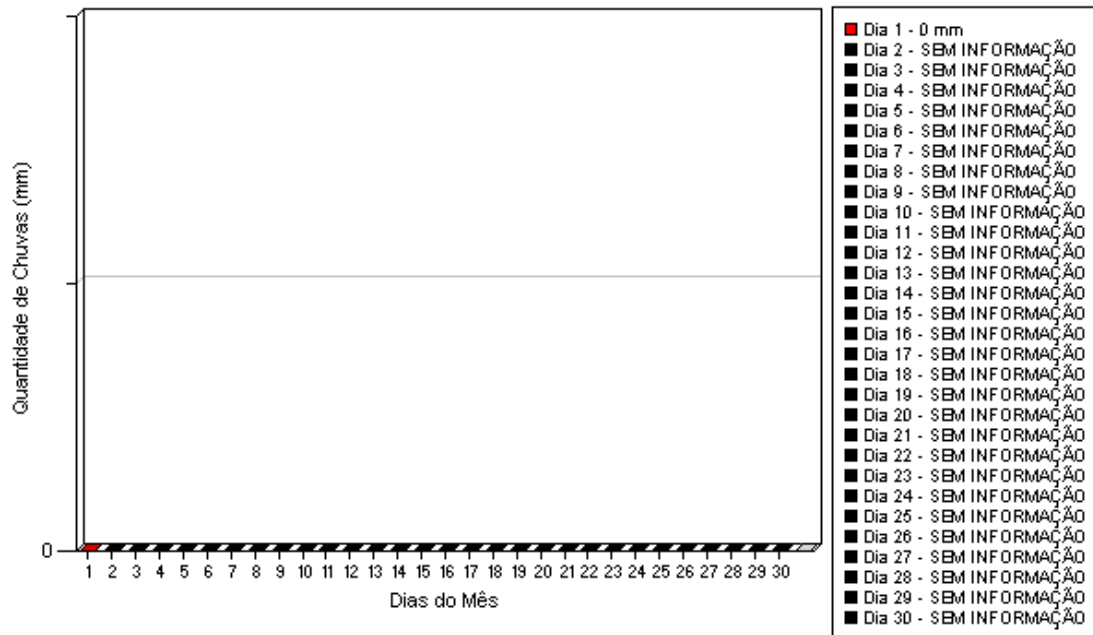
FUNCEME - www.funceme.br

Granja - (Granja)
Chuvvas do Mês de Outubro de 2005



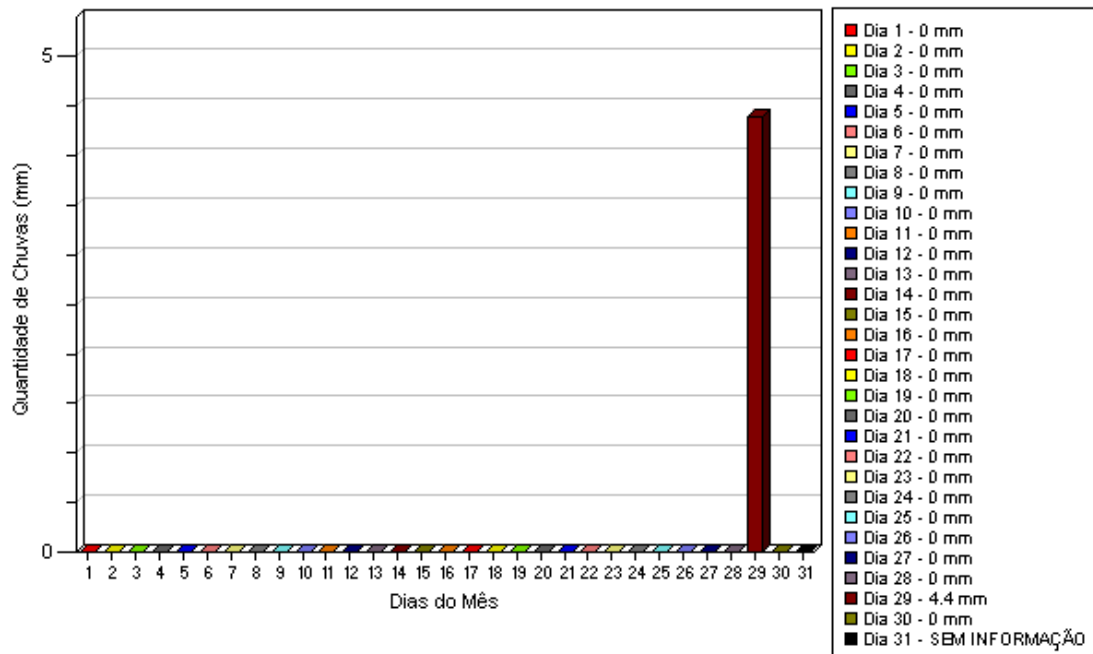
FUNCEME - www.funceme.br

Granja - (Granja)
 Chuvas do Mês de Novembro de 2005
 Total: 0 mm



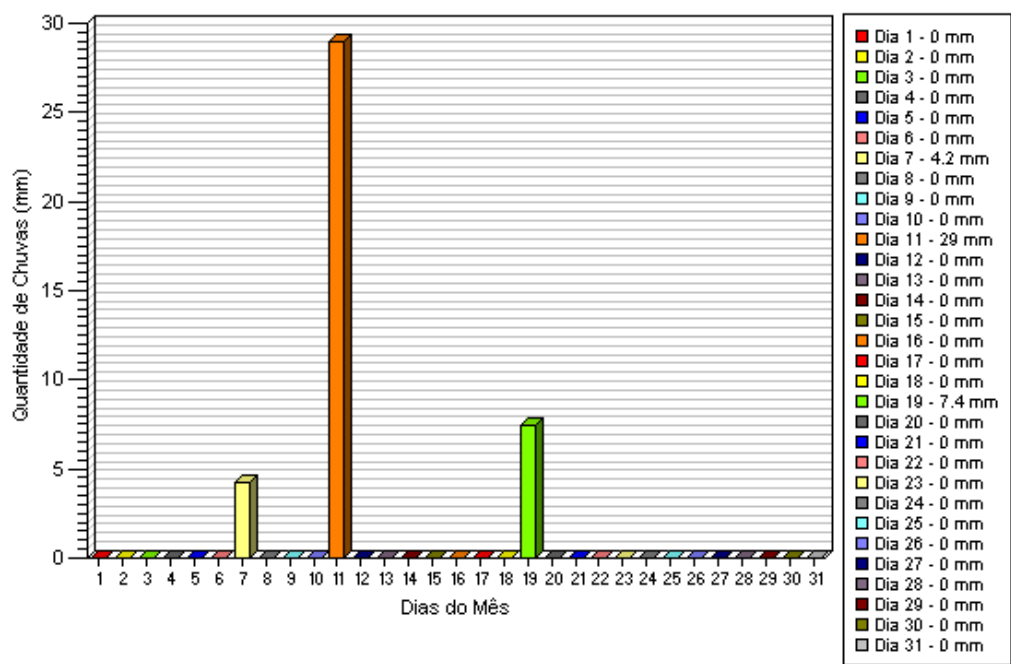
FUNCEME - www.funceme.br

Granja - (Granja)
 Chuvas do Mês de Dezembro de 2005
 Total: 4.4 mm

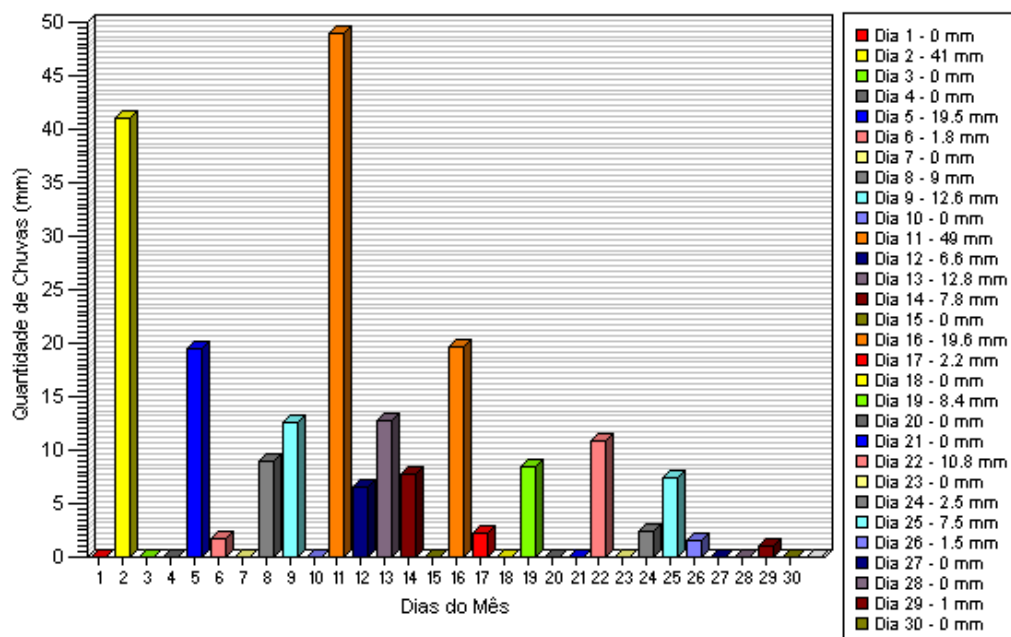


FUNCEME - www.funceme.br

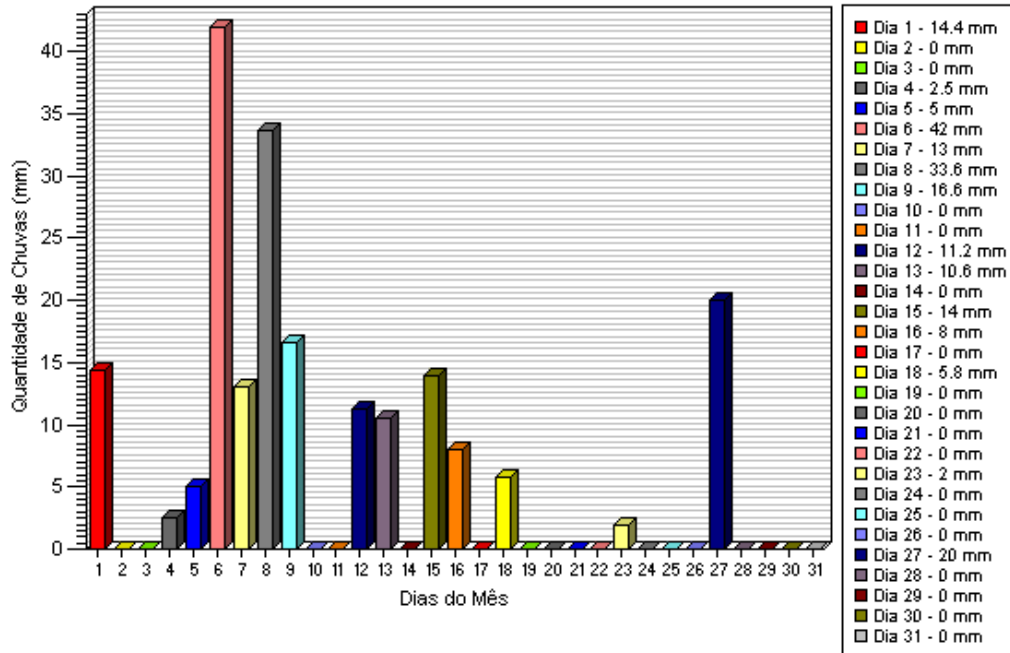
Granja - (Granja)
 Chuvas do Mês de Janeiro de 2006
 Total: 40.6 mm



Granja - (Granja)
 Chuvas do Mês de Abril de 2006
 Total: 213.6 mm

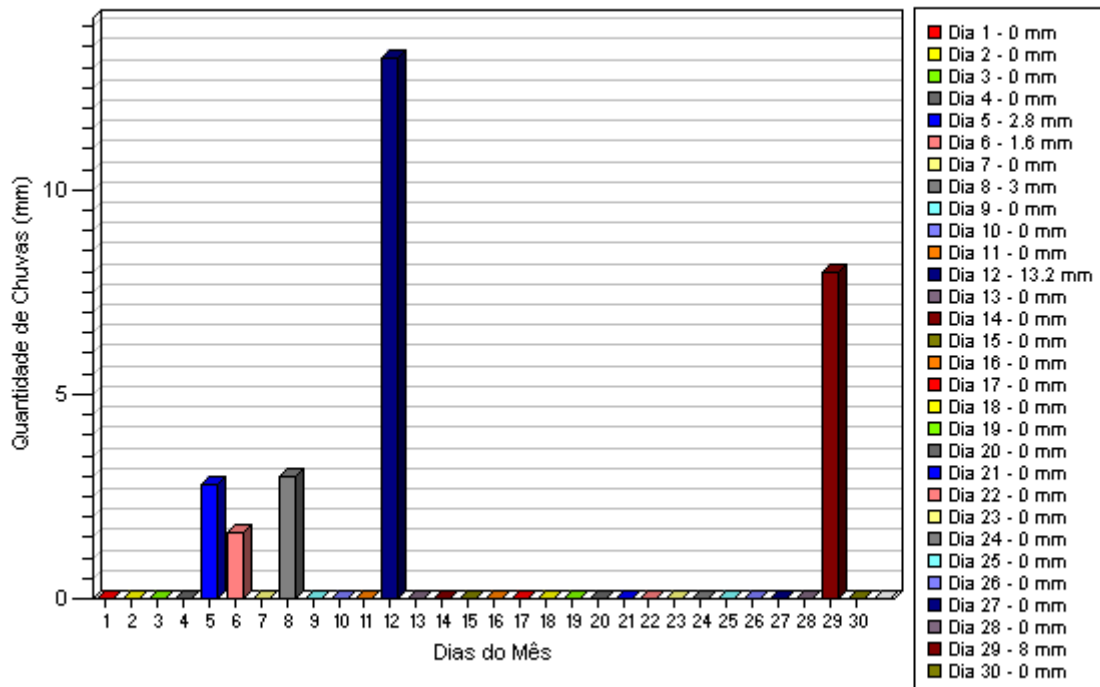


Granja - (Granja)
 Chuvas do Mês de Maio de 2006
 Total: 198.7 mm



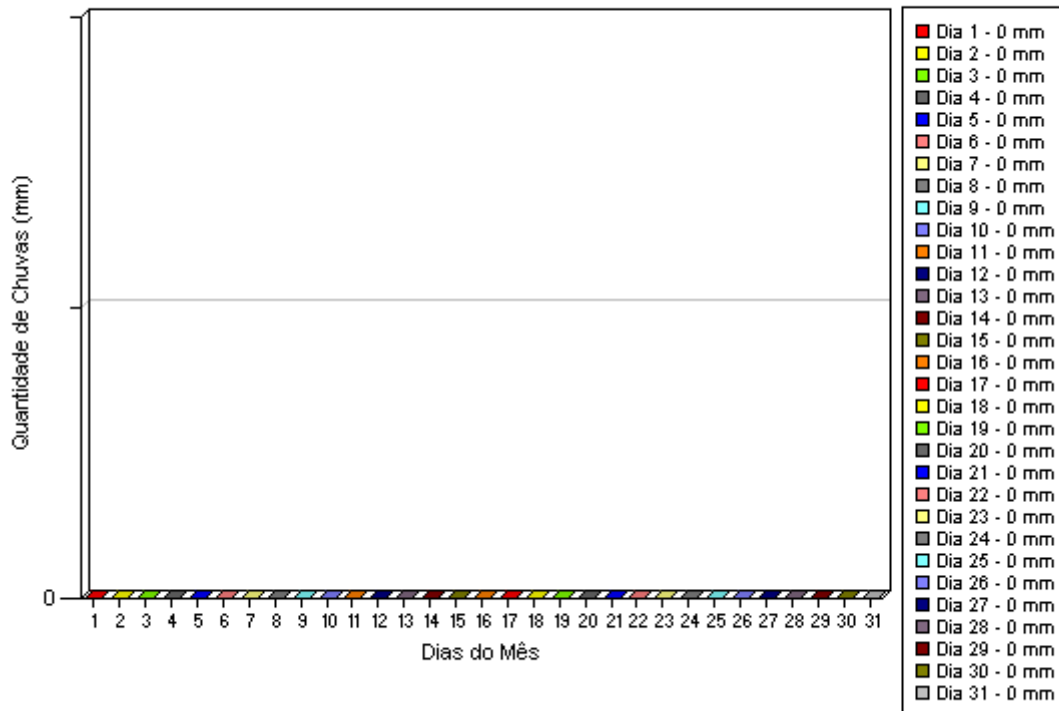
FUNCEME - www.funceme.br

Granja - (Granja)
 Chuvas do Mês de Junho de 2006
 Total: 28.6 mm

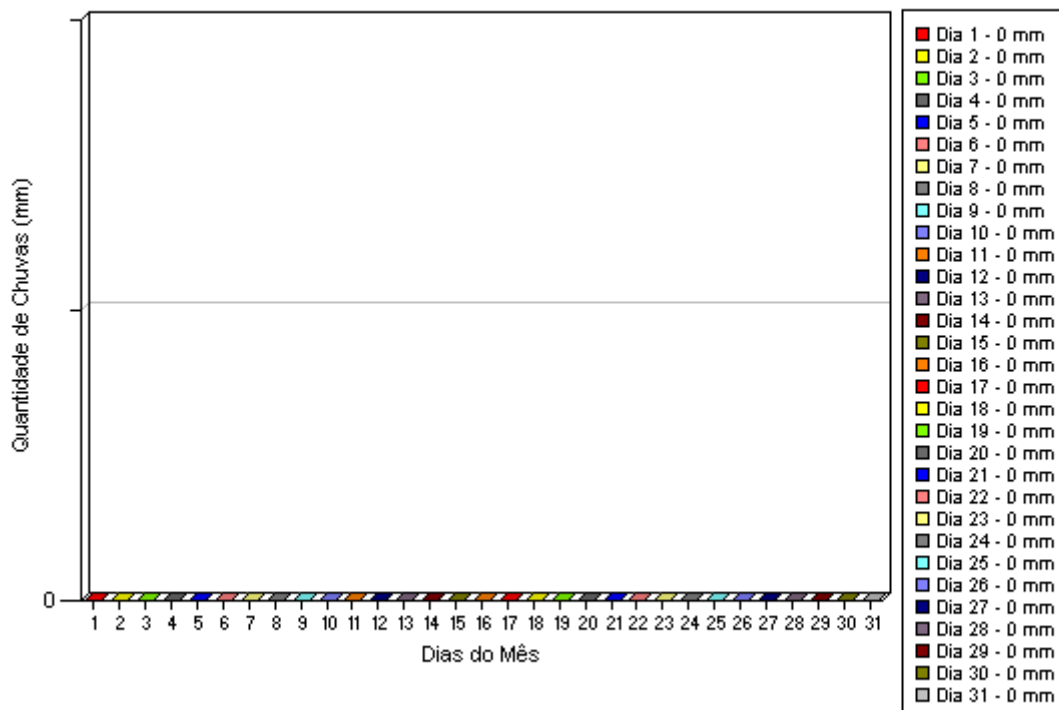


FUNCEME - www.funceme.br

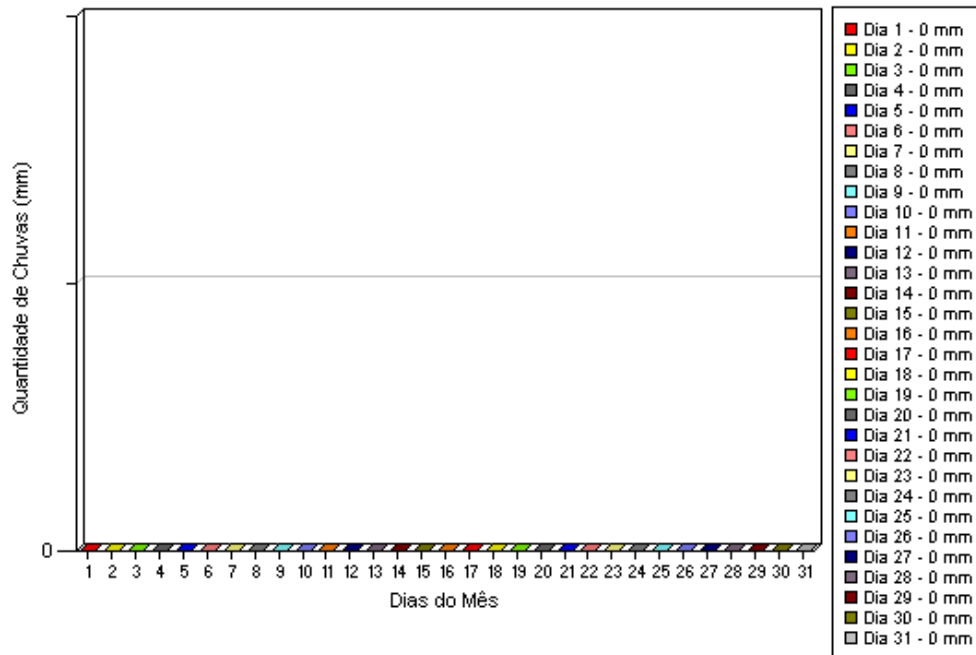
Granja - (Granja)
Chuvas do Mês de Julho de 2006
Total: 0 mm



Granja - (Granja)
Chuvas do Mês de Agosto de 2006
Total: 0 mm

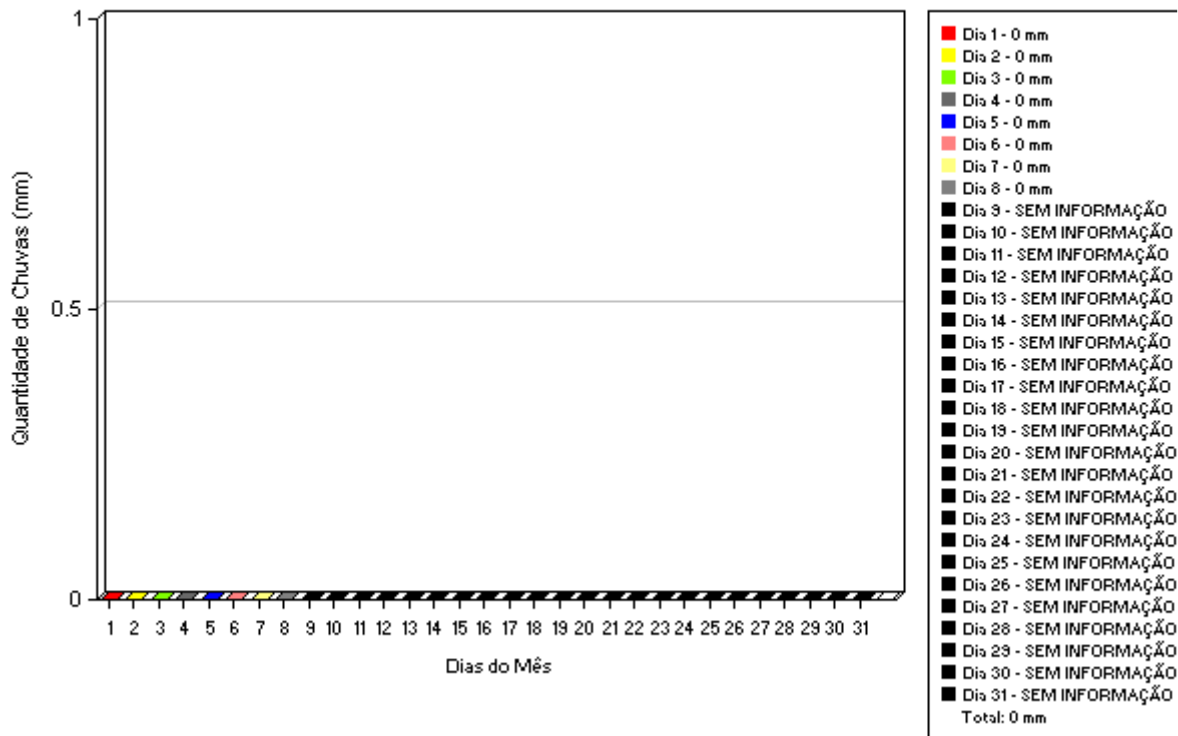


Granja - (Granja)
Chuvas do Mês de Outubro de 2006
Total: 0 mm



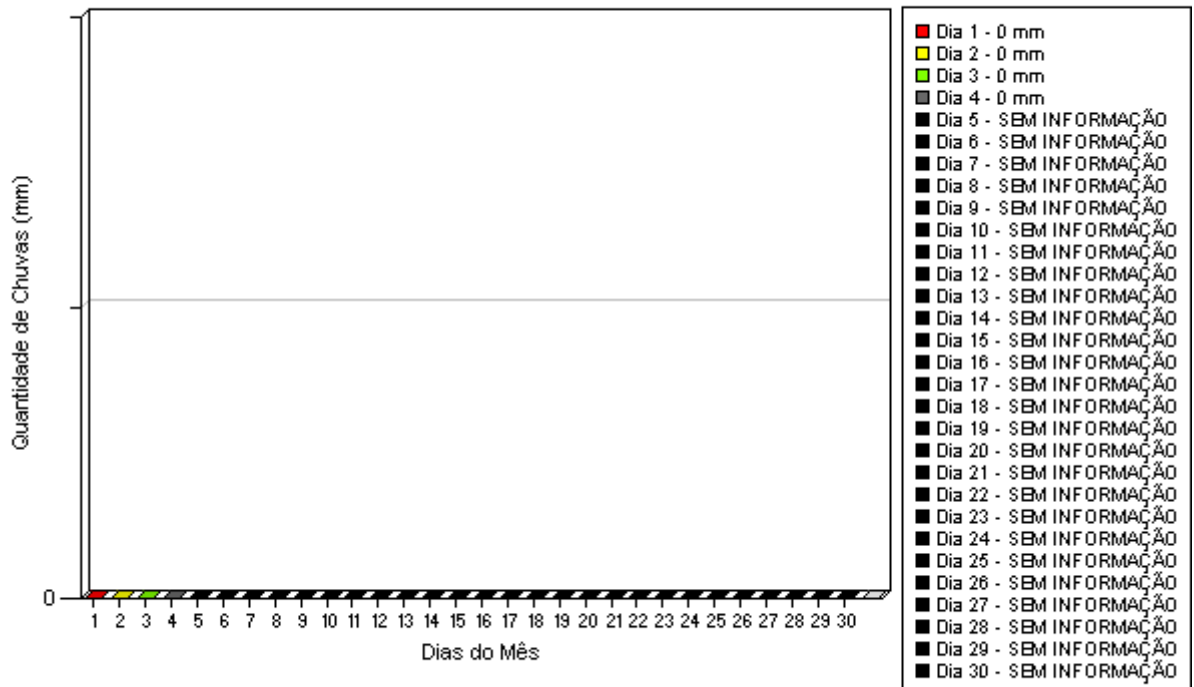
ANEXOS C – Gráficos da pluviosidade durante os período de coletas (Estuário rio Acaraú)

Acarau - (Acarau)
Chuvas do Mês de Agosto de 2005



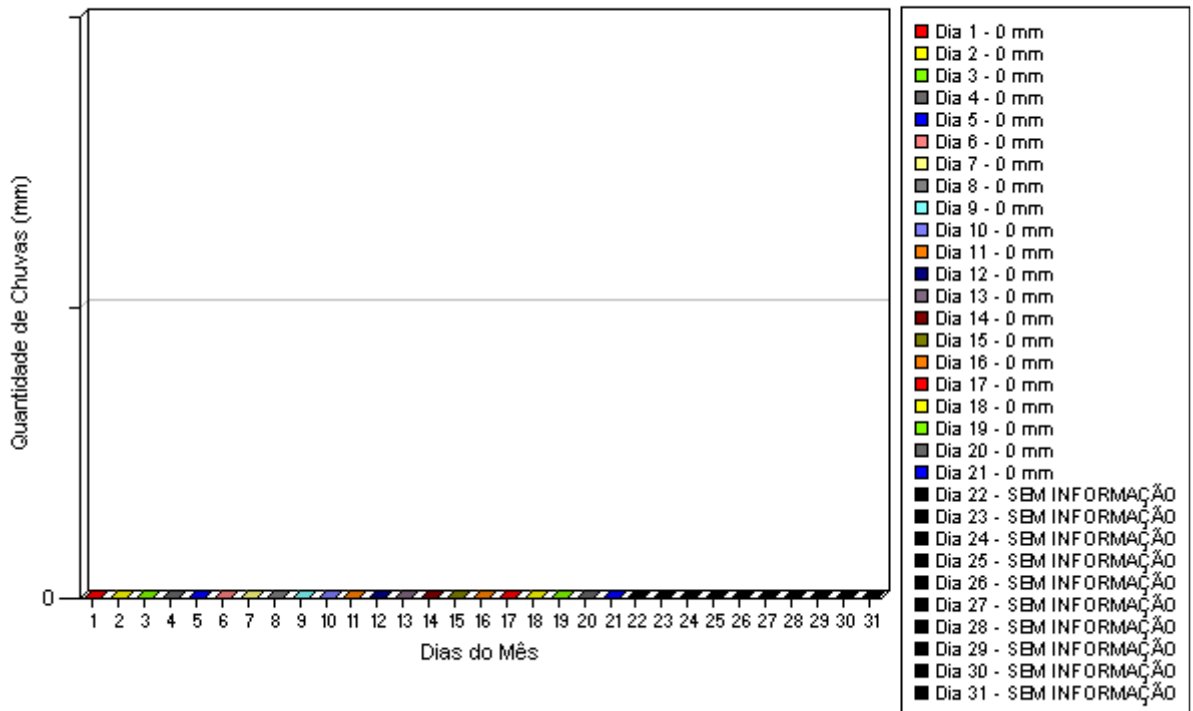
FUNCEME - www.funceme.br

Acarau - (Acarau)
Chuvas do Mês de Novembro de 2005
Total: 0 mm

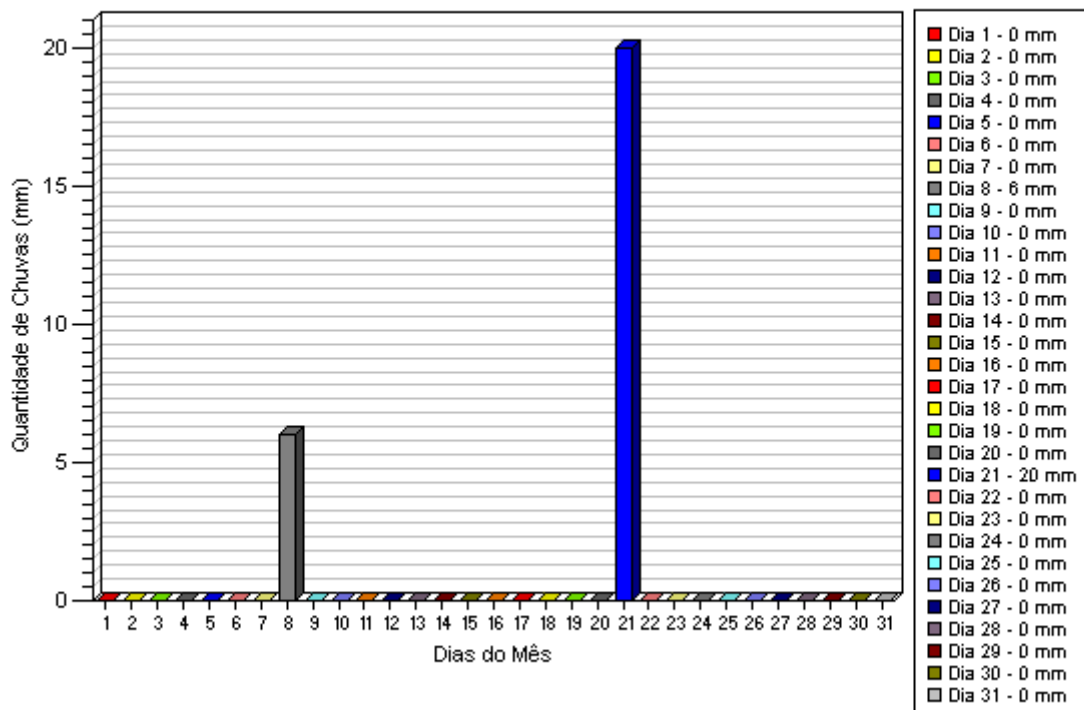


FUNCEME - www.funceme.br

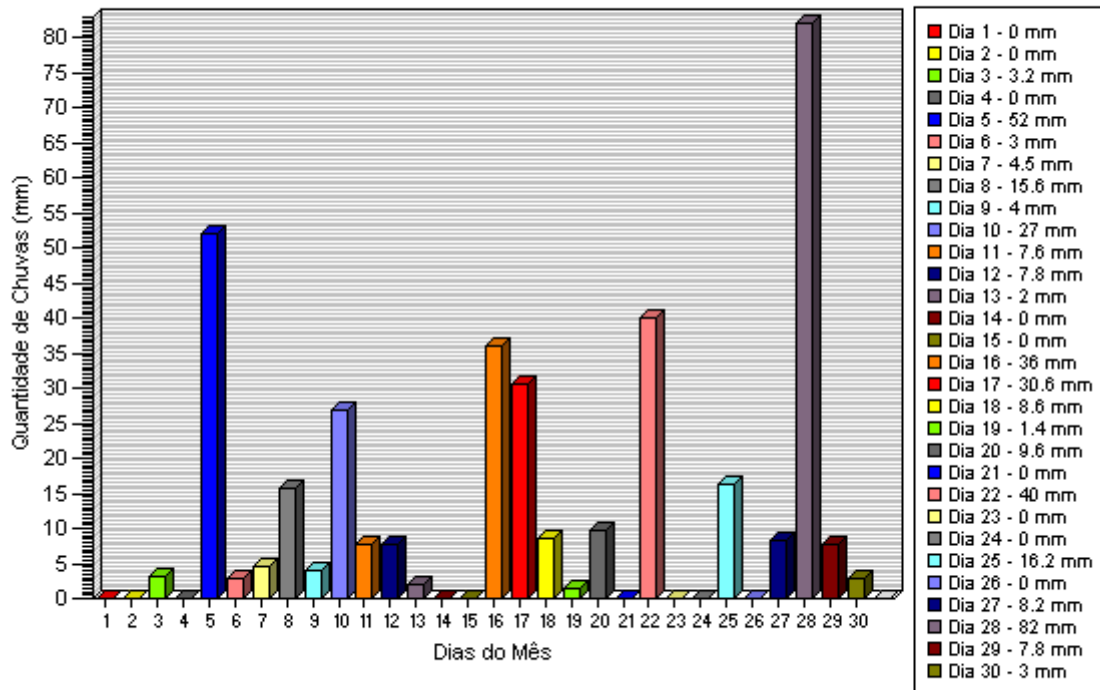
Acarau - (Acarau)
 Chuvas do Mês de Dezembro de 2005
 Total: 0 mm



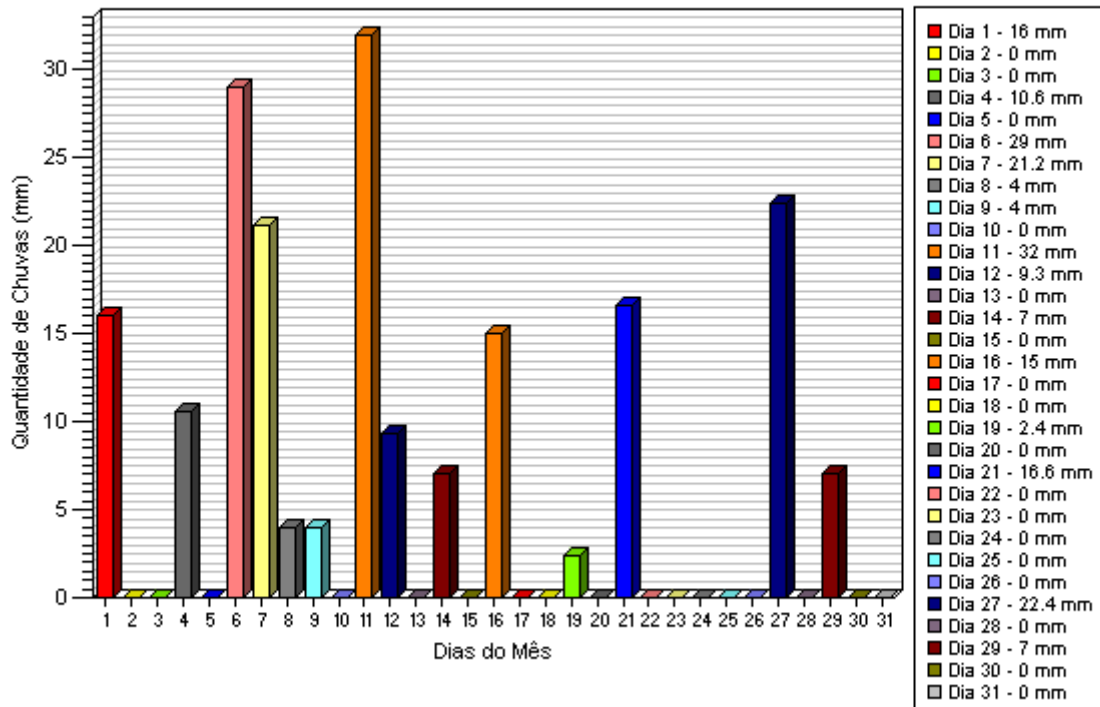
Acarau - (Acarau)
 Chuvas do Mês de Janeiro de 2006
 Total: 26 mm



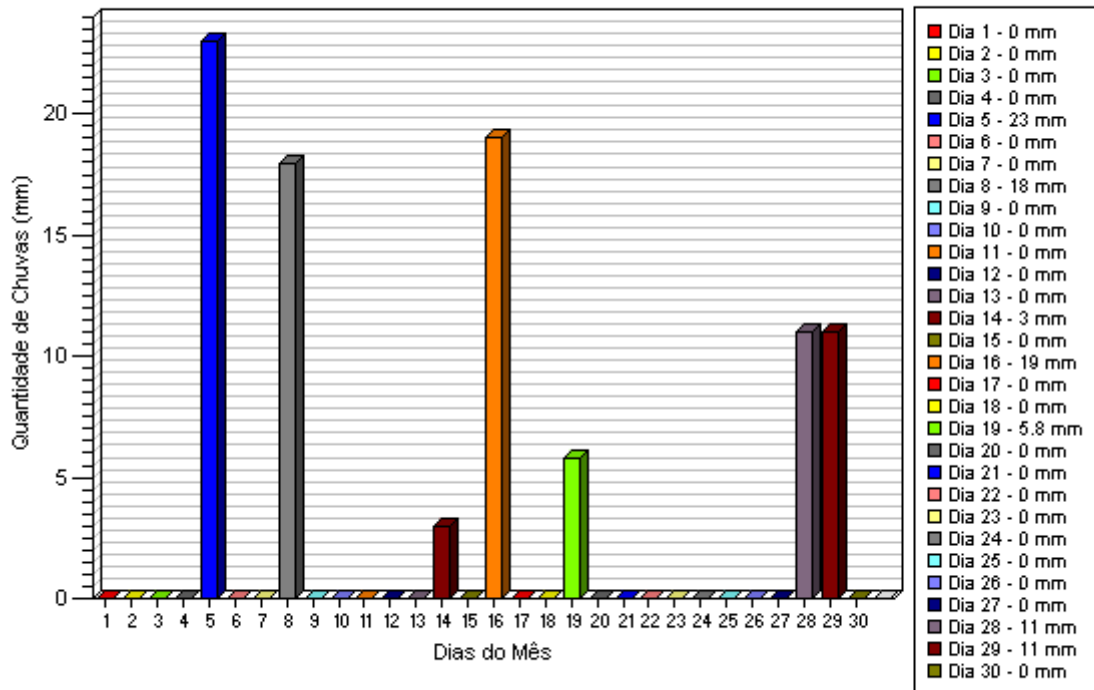
Acarau - (Acarau)
 Chuvas do Mês de Abril de 2006
 Total: 370.1 mm



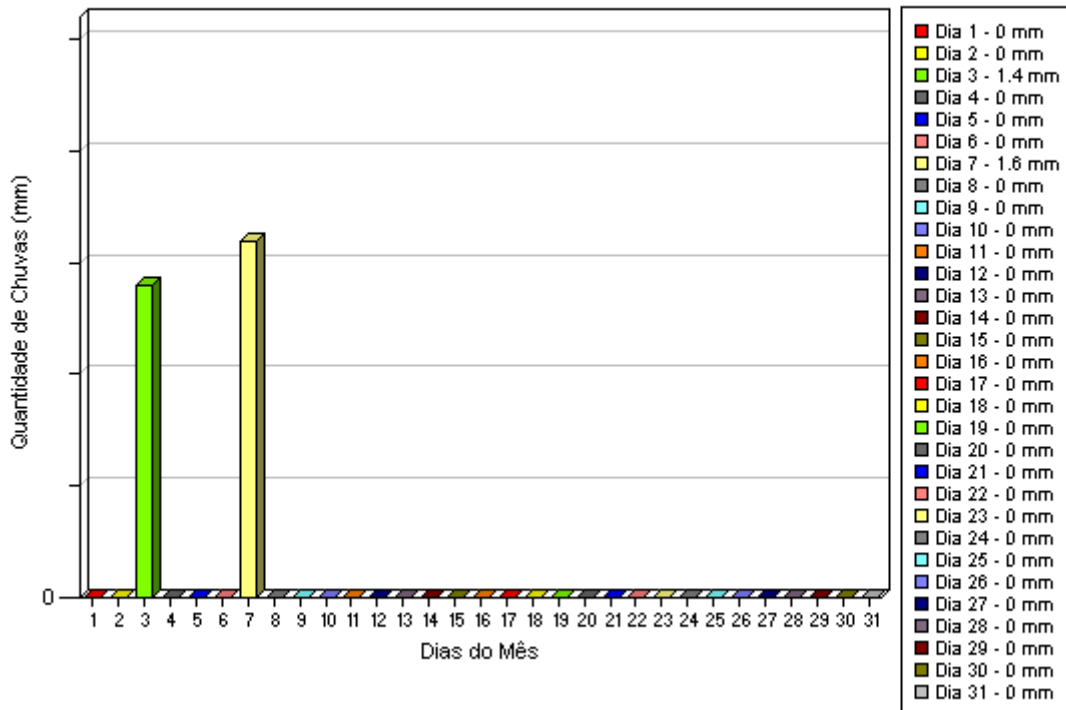
Acarau - (Acarau)
 Chuvas do Mês de Maio de 2006
 Total: 196.5 mm



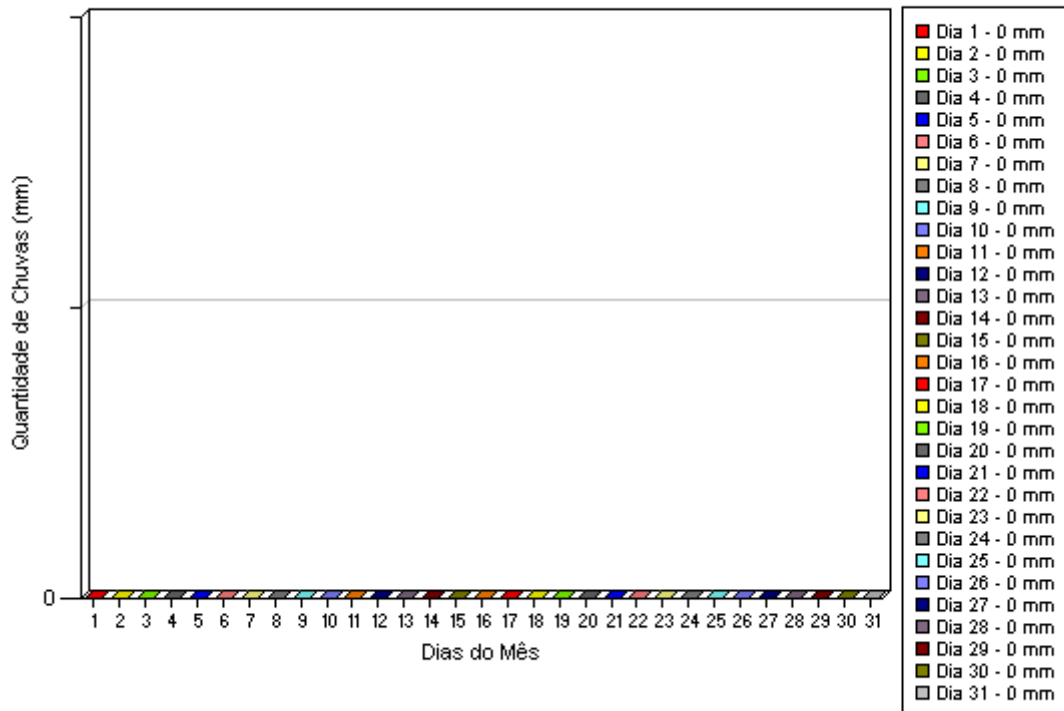
Acarau - (Acarau)
 Chuvas do Mês de Junho de 2006
 Total: 90.8 mm



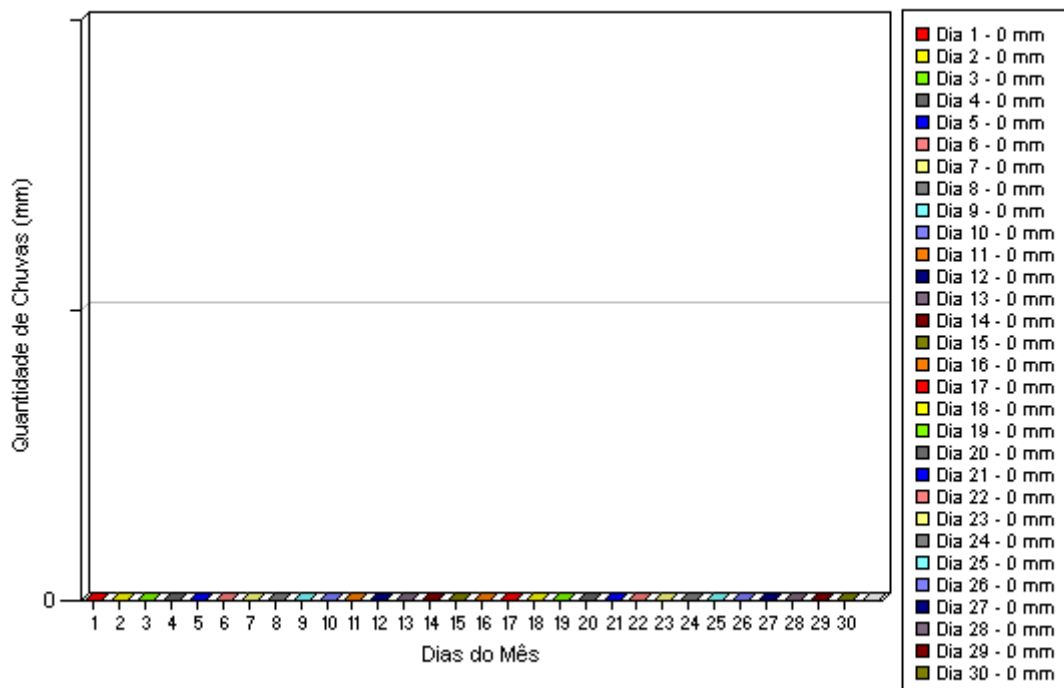
Acarau - (Acarau)
 Chuvas do Mês de Julho de 2006
 Total: 3 mm



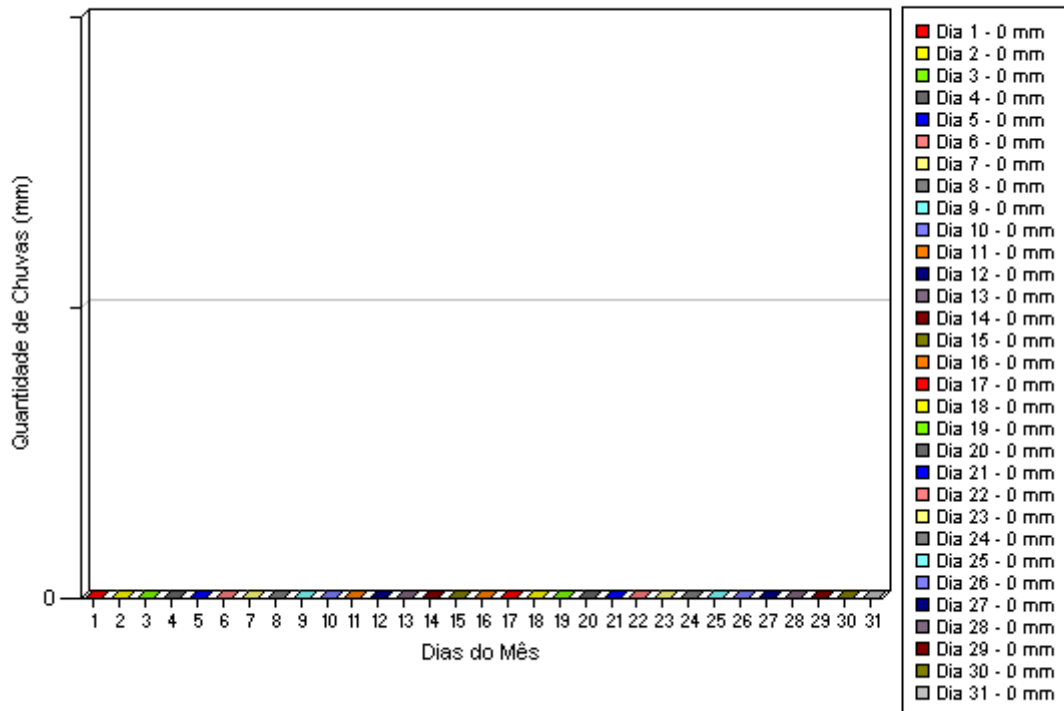
Acarau - (Acarau)
Chuvas do Mês de Agosto de 2006
Total: 0 mm



Acarau - (Acarau)
Chuvas do Mês de Setembro de 2006
Total: 0 mm

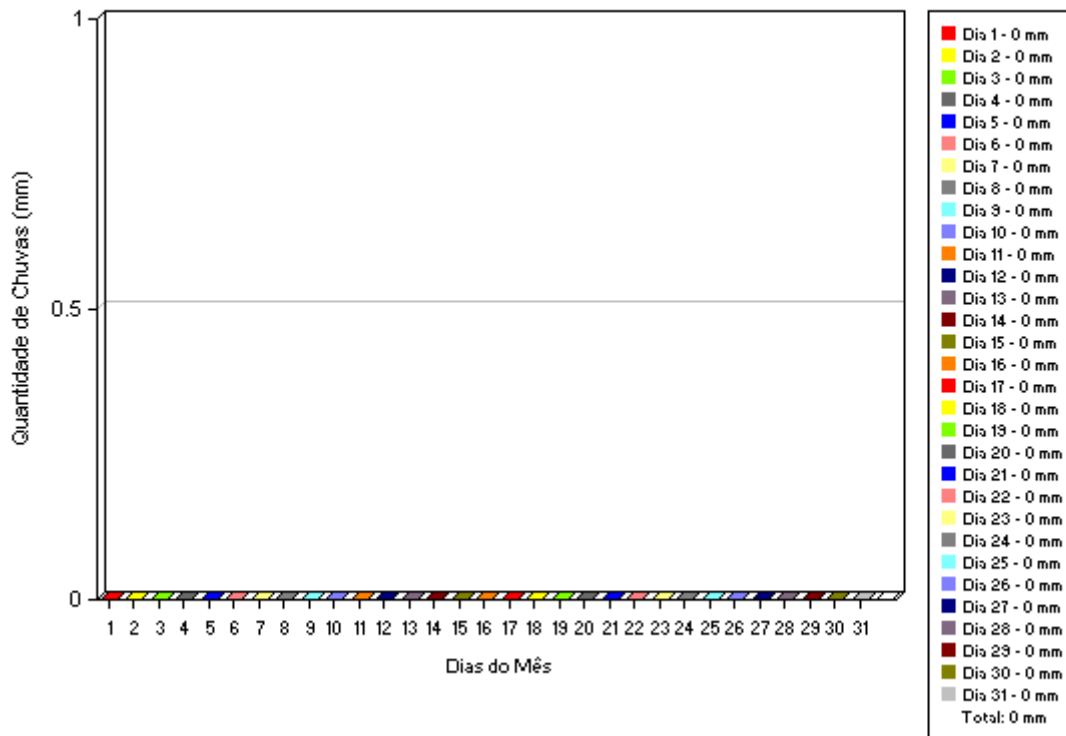


Acarau - (Acarau)
Chuvas do Mês de Outubro de 2006
Total: 0 mm



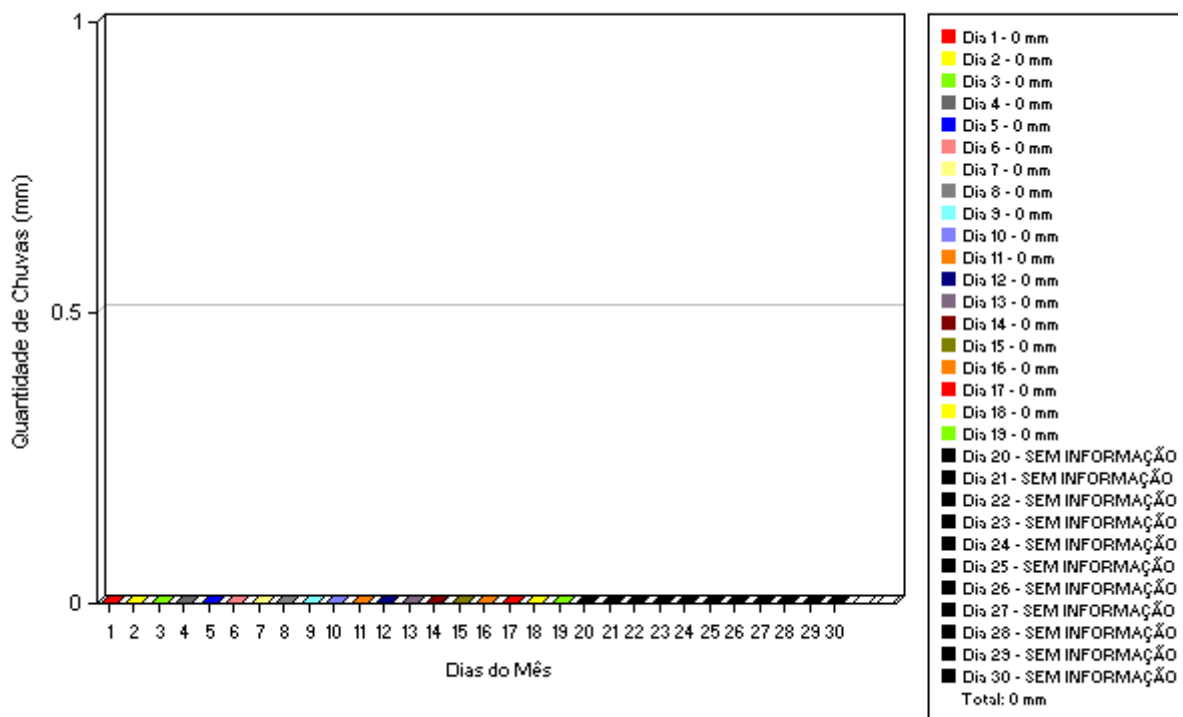
ANEXOS D – Gráficos da pluviosidade durante o período de coletas (Estuário rio Jaguaribe)

Aracati - (Aracati)
Chuvas do Mês de Agosto de 2005



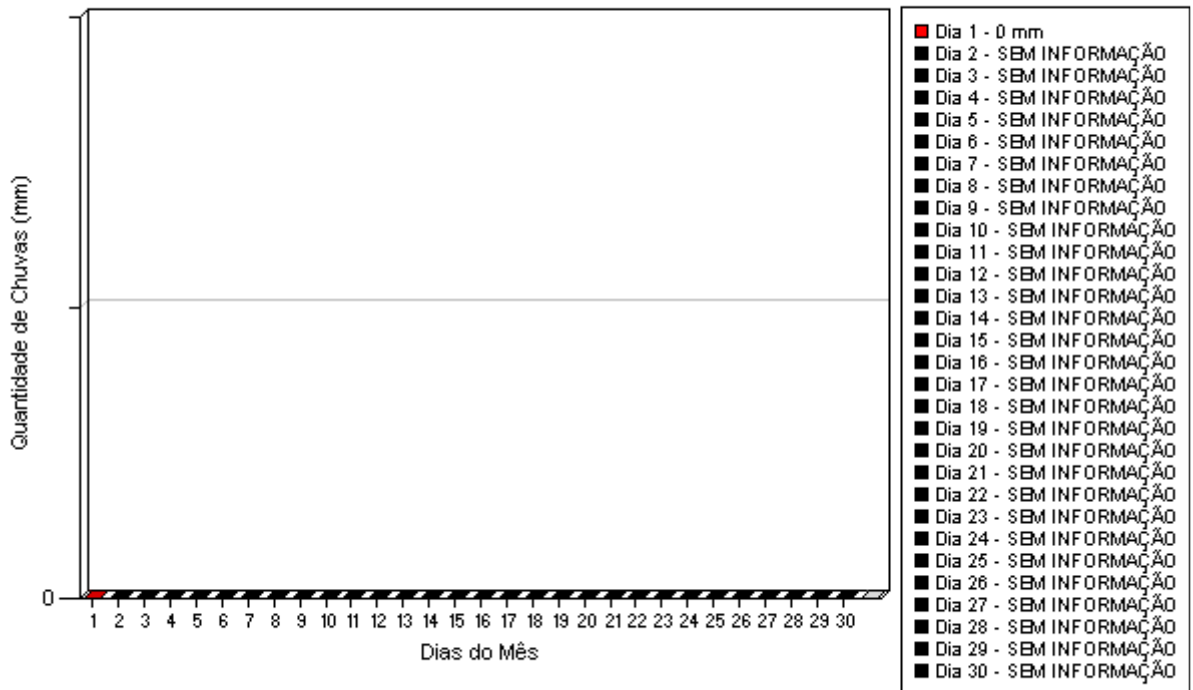
FUNCEME - www.funceme.br

Aracati - (Aracati)
Chuvas do Mês de Setembro de 2005



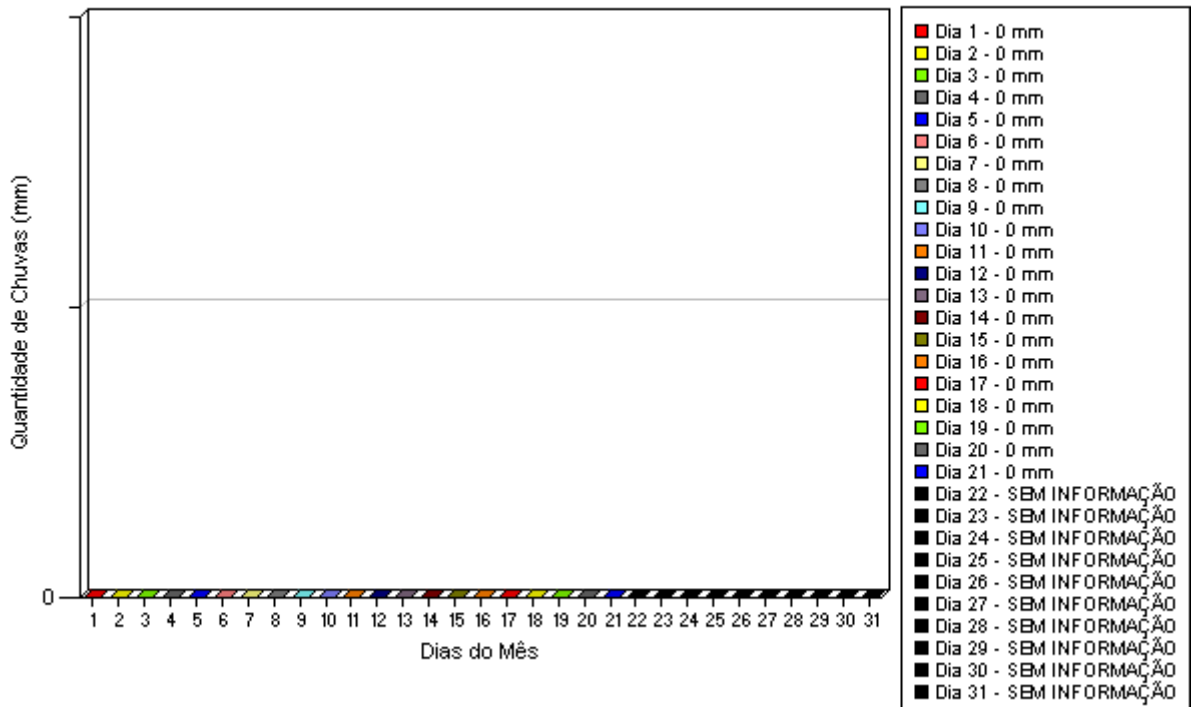
FUNCEME - www.funceme.br

Aracati - (Aracati)
 Chuvas do Mês de Novembro de 2005
 Total: 0 mm



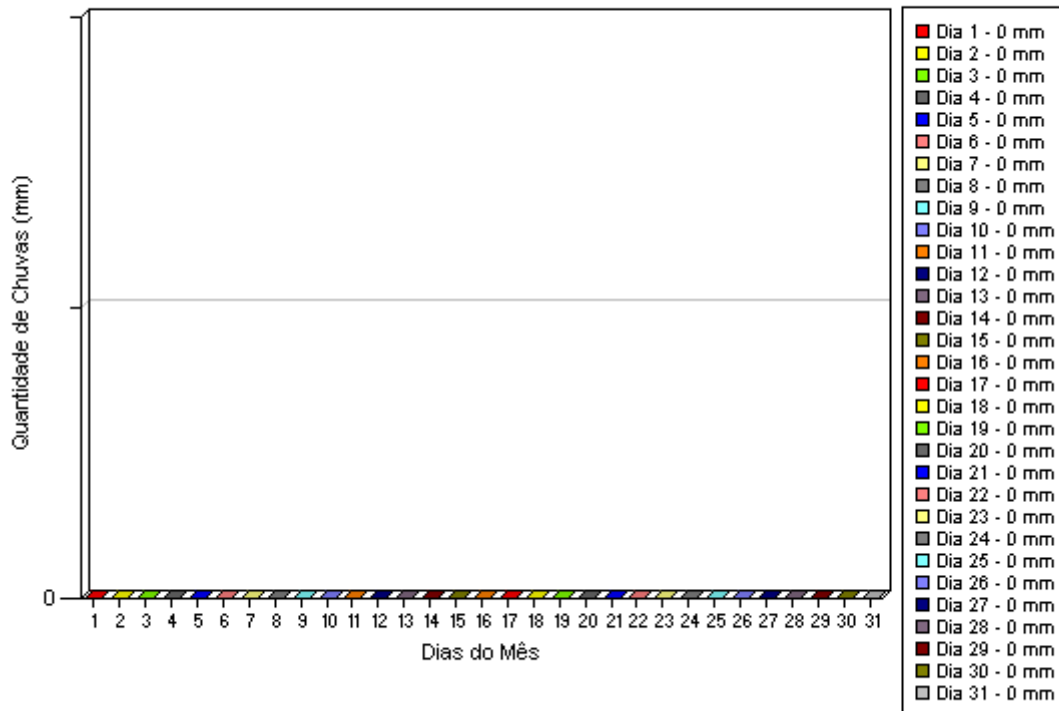
FUNCEME - www.funceme.br

Aracati - (Aracati)
 Chuvas do Mês de Dezembro de 2005
 Total: 0 mm

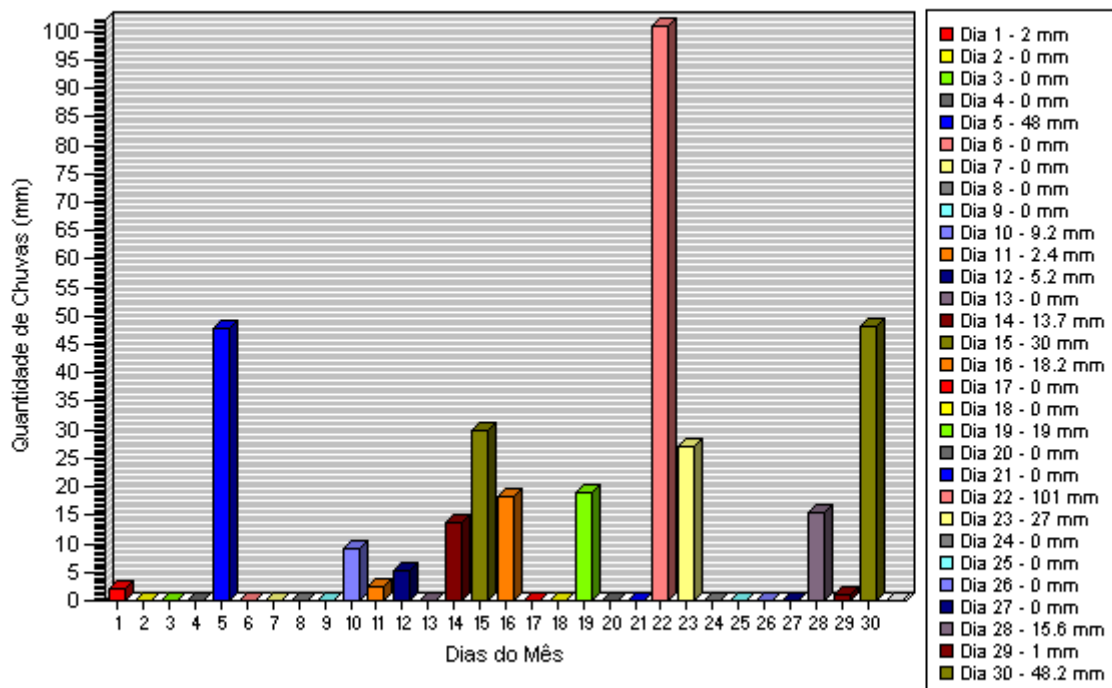


FUNCEME - www.funceme.br

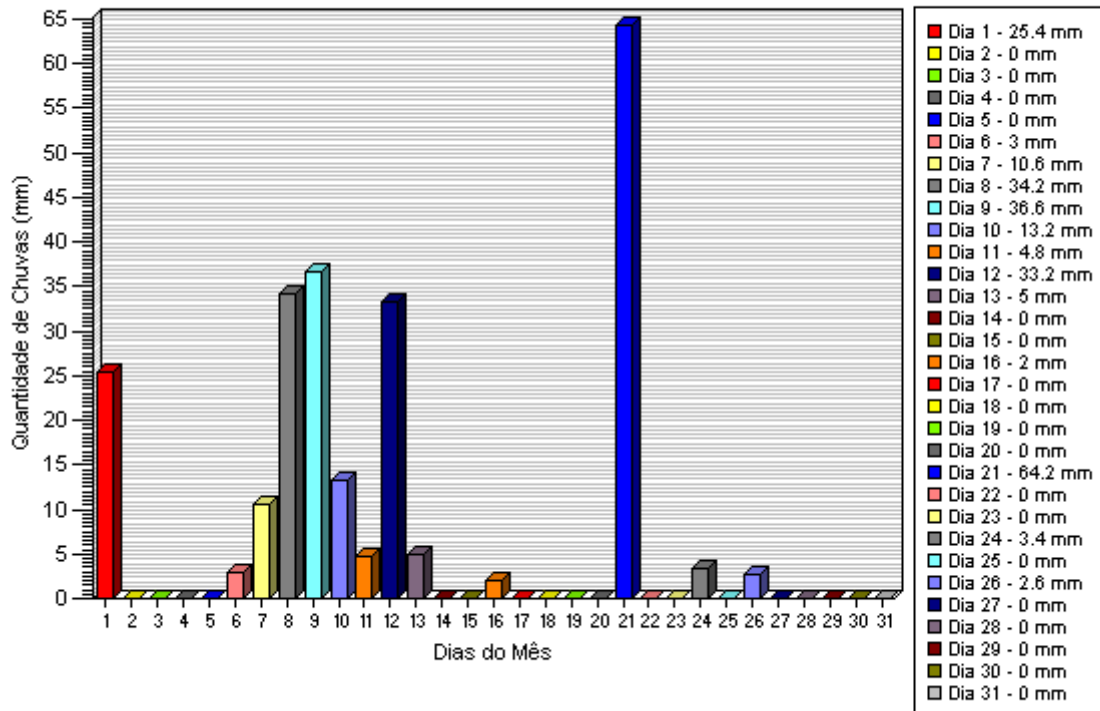
Aracati - (Aracati)
 Chuvas do Mês de Janeiro de 2006
 Total: 0 mm



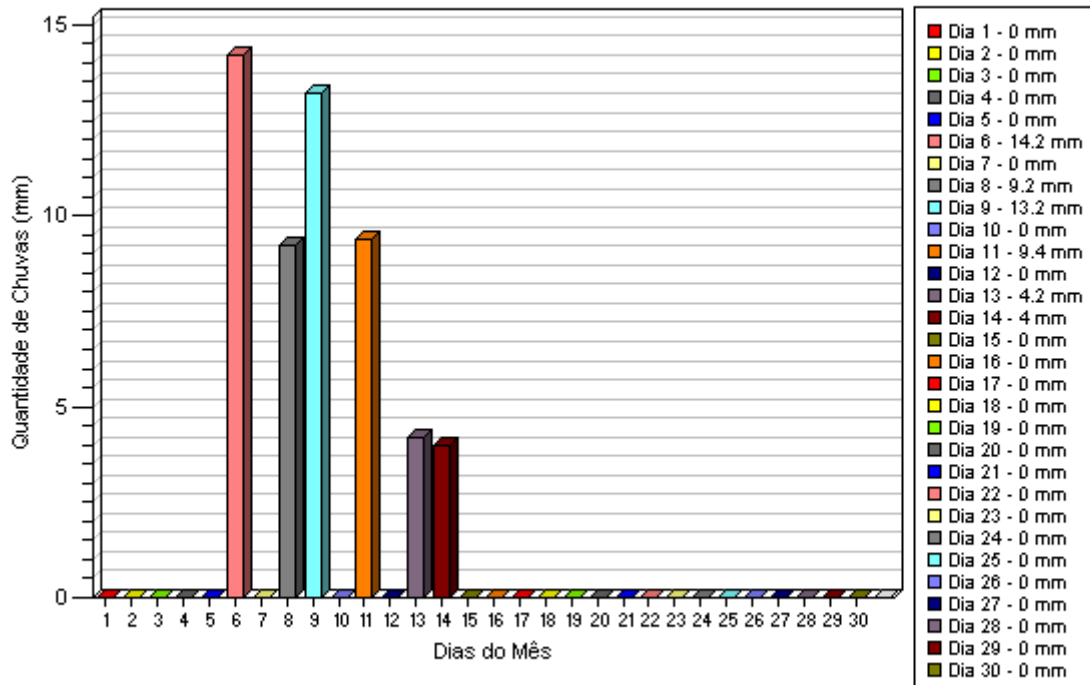
Aracati - (Aracati)
 Chuvas do Mês de Abril de 2006
 Total: 340.5 mm



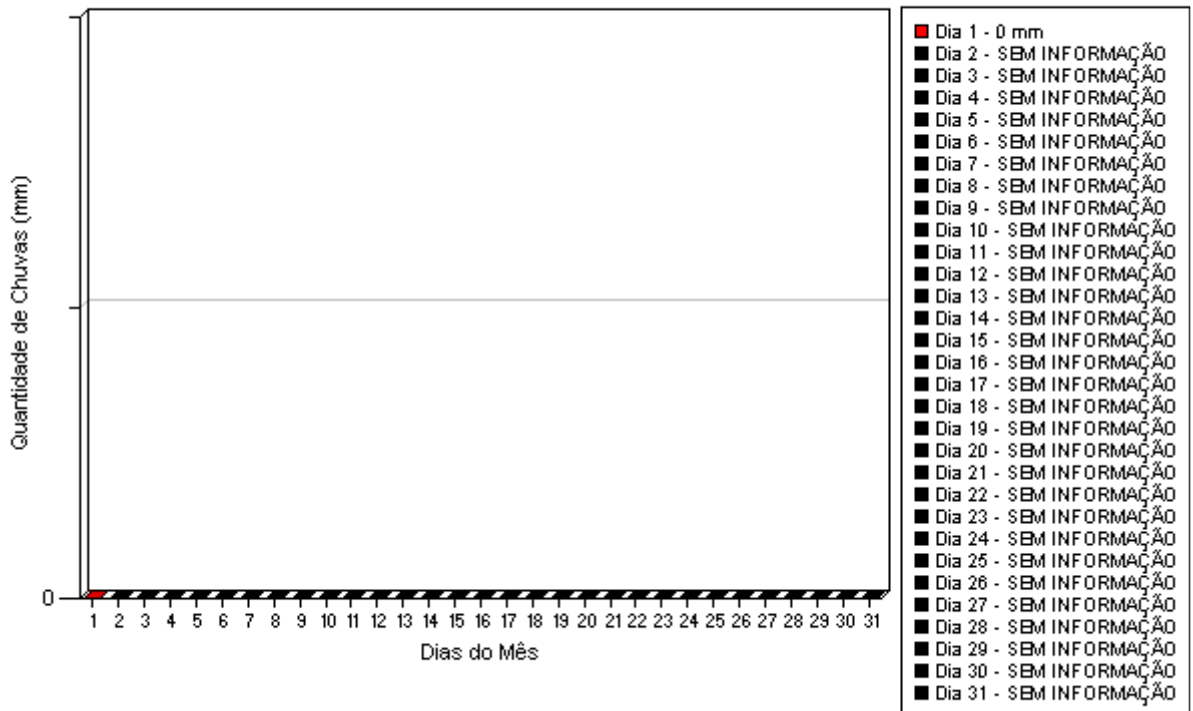
Aracati - (Aracati)
 Chuvas do Mês de Maio de 2006
 Total: 238.2 mm



Aracati - (Aracati)
 Chuvas do Mês de Junho de 2006
 Total: 54.2 mm

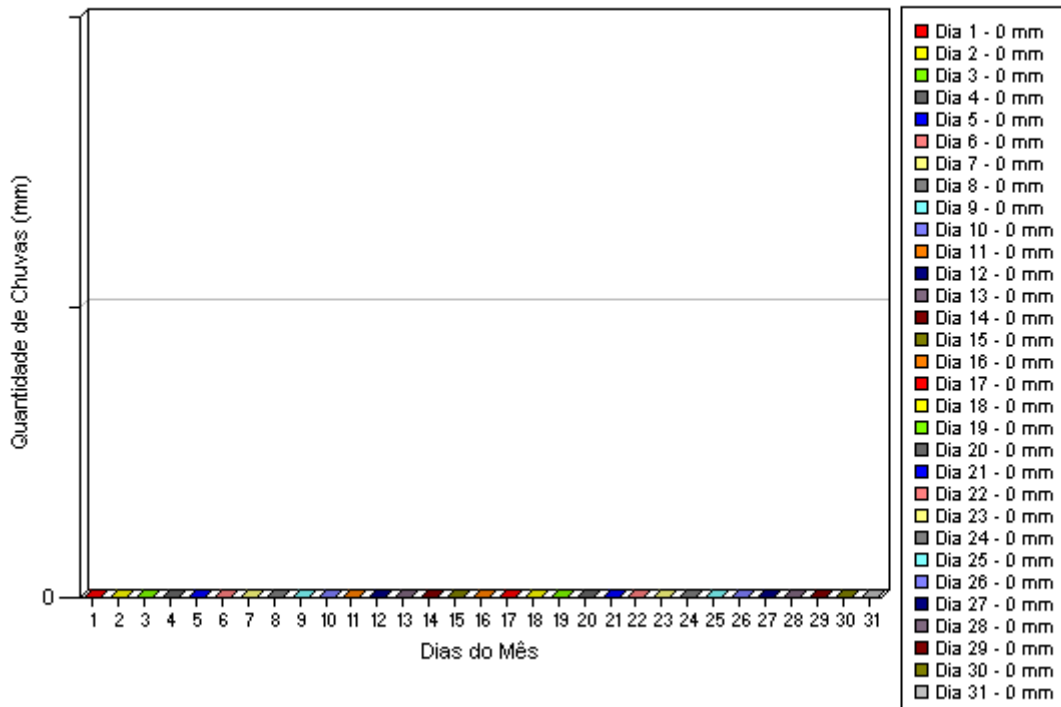


Aracati - (Aracati)
Chuvas do Mês de Julho de 2006
Total: 0 mm



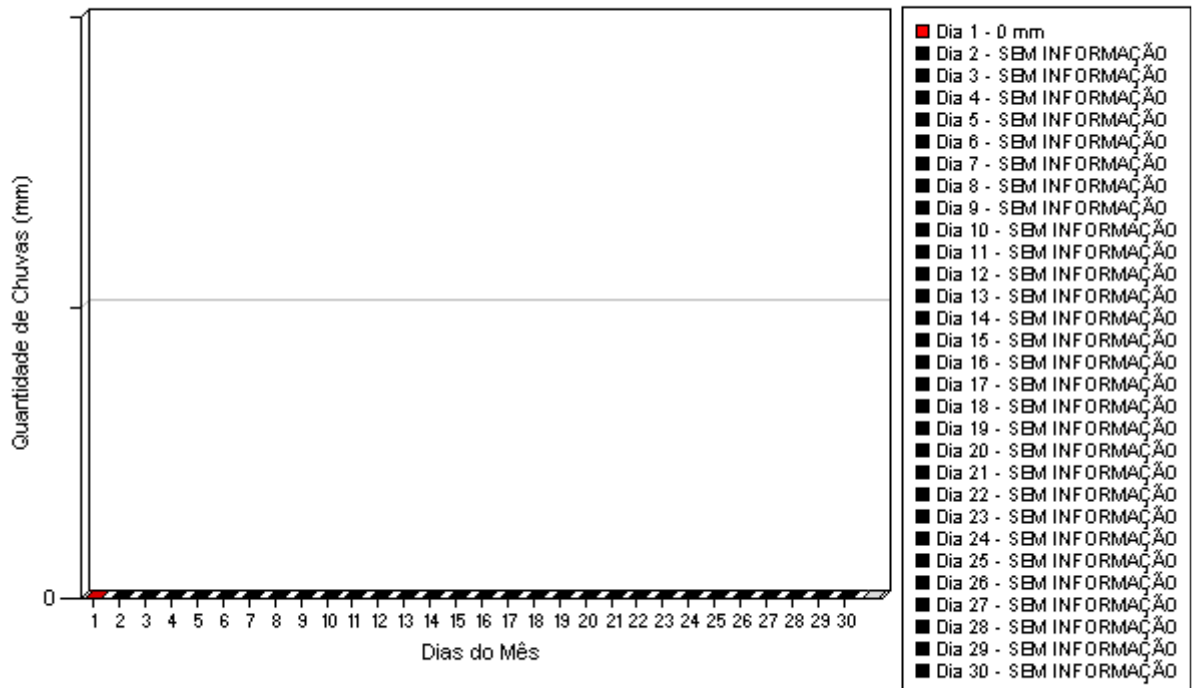
FUNCEME - www.funceme.br

Aracati - (Aracati)
Chuvas do Mês de Agosto de 2006
Total: 0 mm



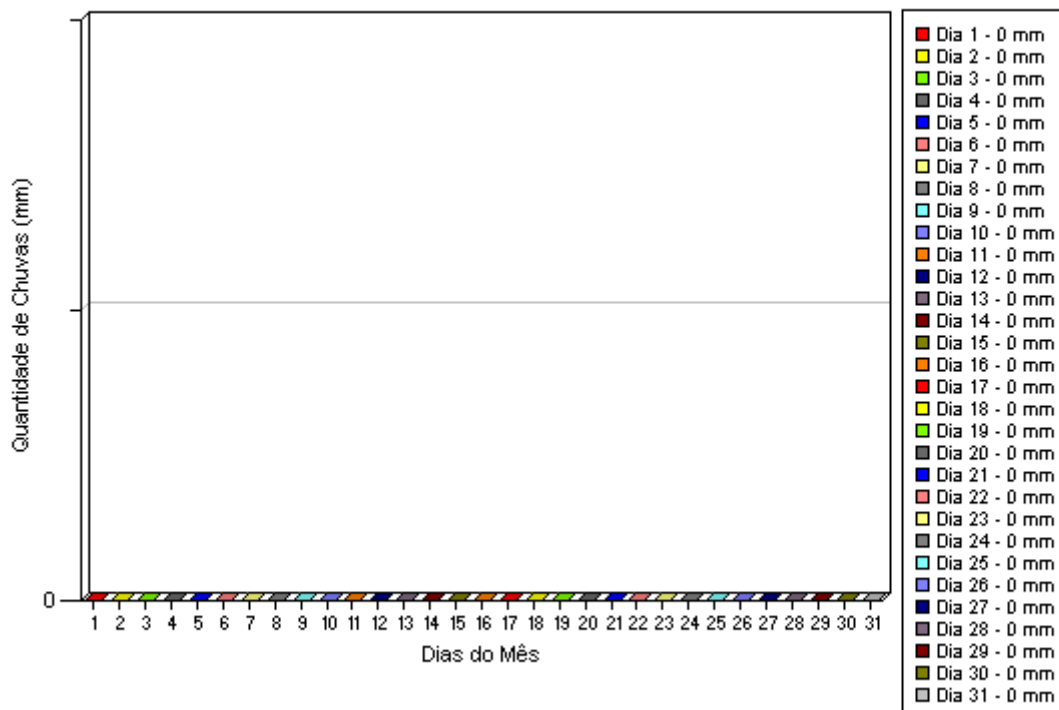
FUNCEME - www.funceme.br

Aracati - (Aracati)
Chuvas do Mês de Setembro de 2006
Total: 0 mm



FUNCEME - www.funceme.br

Aracati - (Aracati)
Chuvas do Mês de Outubro de 2006
Total: 0 mm



FUNCEME - www.funceme.br

Anexo C – Sistemática dos Víbrios – (DSMZ 2007)

Aerogenes

Name: ***Vibrio aerogenes***
Authors: Shieh et al. 2000
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 50:327* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 14438, ATCC 700797, FG1

Aestuarianus

Name: ***Vibrio aestuarianus***
Authors: Tison and Seidler 1983
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 33:699*
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: ATCC 35048, OY-0-002

Agarivorans

Name: ***Vibrio agarivorans***
Authors: Macián et al. 2001
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 51:2035* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: 289, CECT 5085, DSM 13756

Albensis

Name: ***Vibrio albensis***
Authors: Lehmann and Neumann 1896
Status: Heterotypic Synonym
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 30:417 (AL) [Literature]
Comment: synonymy: Arch. Microbiol. 110:101-120 (1976)
Type strain: ATCC 14547
Synonym(s): *Vibrio cholerae*

Alginolyticus

Name: ***Vibrio alginolyticus***
Authors: (Miyamoto et al. 1961) Sakazaki 1968
Status: Approved Lists
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 30:417 (AL) [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: ATCC 17749, CCM 2578, DSM 2171, IMET 11295
Synonym(s): *Beneckeia alginolytica* (homotypic synonym)

Anguillarum

Name: ***Vibrio anguillarum***
Authors: Bergeman 1909
Status: Basonym

Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 30:417 (AL)
Type strain: ATCC 19264
Synonym(s): Listonella anguillarum

Brasiliensis

Name: ***Vibrio brasiliensis***
Authors: Thompson et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:250* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 17184, CAIM 495, LMG 20546

Calviensis

Name: ***Vibrio calviensis***
Authors: Denner et al. 2002
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 52:552* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: CIP 107077, DSM 14347, RE35F/12

Campbellii

Name: ***Vibrio campbellii***
Authors: (Baumann et al. 1971) Baumann et al. 1981
Status: New Combination
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 31:217 [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 19270, ATCC 25920, IMET 11296
Synonym(s): *Beneckea campbellii* (basonym)

Carchariae

Name: ***Vibrio carchariae***
Authors: Grimes et al. 1985
Status: Heterotypic Synonym
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 35:224 [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Comment: synonymy: IJSB 48:749*
Type strain: 1116b, ATCC 35084
Synonym(s): *Vibrio harveyi*
Beneckea harveyi
Lucibacterium harveyi
Vibrio trachuri

Chagasii

Name: ***Vibrio chagasii***
Authors: Thompson et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:758* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 17138, CAIM 431, LMG 21353, R-3712

Cholerae

Name: ***Vibrio cholerae***
Authors: Pacini 1854
Status: Approved Lists
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 30:417 (AL)
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: ATCC 14035
Synonym(s): *Vibrio albensis* (heterotypic synonym)

Cincinnatiensis

Name: ***Vibrio cincinnatiensis***
Authors: Brayton et al. 1986
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 36:354 [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: ATCC 35912

Comitans

Name: ***Vibrio comitans***
Authors: Sawabe et al. 2007
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 57:920* [Literature]
Risk group: ?
Type strain: GHG2-1, LMG 23416, NBRC 102076

Coralliilyticus

Name: ***Vibrio coralliilyticus***
Authors: Ben-Haim et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:314* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: ATCC BAA-450, LMG 20984, YB1

Costicola

Name: ***Vibrio costicola***
Authors: Smith 1938 emend. Garcia et al. 1987
Status: Basonym
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 30:417 (AL) [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Comment: emend. description IJSB 37:255*
Type strain: DSM 11403, NCMB 701
Synonym(s): *Salinivibrio costicola* subsp. *costicola*
Salinivibrio costicola

Crassostreae

Name: ***Vibrio crassostreae***
Authors: Faury et al. 2004
Status: New Species

Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 54:2139* [Literature]
Risk group: ?
Type strain: DSM 17220, CIP 108327, LGP 7, LMG 22240

Cyclitrophicus

Name: ***Vibrio cyclitrophicus***
Authors: Hedlund and Staley 2001
Status: New Species, Corrected Name
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 51:65* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Comment: nom. corrig.: *Vibrio cyclotrophicus* (sic); IJSEM 51:269
Type strain: DSM 14264, ATCC 700982, CIP 106644, P-2P44

Cyclotrophicus

Name: ***Vibrio cyclotrophicus***
Authors: Hedlund and Staley 2001
Status: Orthographically Incorrect Name
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 51:65*
Risk group: 1 (German classification)
Synonym(s): *Vibrio cyclitrophicus*

Damsela

Name: ***Vibrio damsela***
Authors: Love et al. 1982
Status: Basonym
Reference: [Literature]
Comment: correction of species epithet *damselae* to *damsela* according to correction of *Photobacterium damsela* has never been formally proposed
Type strain: ATCC 33539, CDC 2588-80
Synonym(s): *Photobacterium damsela* subsp.*damsela*
Listonella damsela
Photobacterium histaminum
Photobacterium damsela subsp.*damsela*

Diabolicus

Name: ***Vibrio diabolicus***
Authors: Raguénès et al. 1997
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 47:994* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: CNCM I-1629, HE800

Diazotrophicus

Name: ***Vibrio diazotrophicus***
Authors: Guerinot et al. 1982
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 32:356* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: 1, ATCC 33466, DSM 2604, NS1

Ezurae

Name: ***Vibrio ezurae***
Authors: Sawabe et al. 2005
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 55:1 [Literature]
Risk group: ?
Type strain: DSM 17533, HDS1-1, IAM 15061, LMG 19970

Fischeri

Name: ***Vibrio fischeri***
Authors: (Beijerinck 1889) Lehmann and Neumann 1896
Status: Approved Lists
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 30:417 (AL) [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Comment: *Vibrio fischeri* and *Photobacterium fischeri* are homotypic synonyms
Type strain: ATCC 7744, DSM 507, NCMB 1281

Fluvialis

Name: ***Vibrio fluvialis***
Authors: Lee et al. 1981
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 31:217 [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: DSM 19283, ATCC 33809, IMET 11293, NCTC 11327, VL 5125

Fortis

Name: ***Vibrio fortis***
Authors: Thompson et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:1499* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 19133, CAIM 629, LMG 21557, R-15032, STD3-1247

Furnissii

Name: ***Vibrio furnissii***
Authors: Brenner et al. 1984
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 34:91 [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: ATCC 35016, CDC B3215

Gallicus

Name: ***Vibrio gallicus***
Authors: Sawabe et al. 2004
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 54:846* [Literature]

Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 16639, CIP 107863, HT2-1, LMG 21878

Gazogenes

Name: ***Vibrio gazogenes***
Authors: (Harwood et al. 1980) Baumann et al. 1981
Status: New Combination
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 31:217 [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: ATCC 29988, PB1
Synonym(s): *Beneckeia gazogenes* (basonym)

Gigantis

Name: ***Vibrio gigantis***
Authors: Le Roux et al. 2005
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 55:2254* [Literature]
Risk group: ?
Type strain: DSM 18531, CIP 108656, LGP 13, LMG 22741

Halioticoli

Name: ***Vibrio halioticoli***
Authors: Sawabe et al. 1998
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 48:578* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: A431, IAM 14596

Harveyi

Name: ***Vibrio harveyi***
Authors: (Johnson and Shunk 1936) Baumann et al. 1981
Status: New Combination
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 31:217 [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: ATCC 14126
Synonym(s): *Beneckeia harveyi* (homotypic synonym), *Lucibacterium harveyi* (homotypic synonym), *Vibrio carchariae* (heterotypic synonym), *Vibrio trachuri* (heterotypic synonym)

Hepatarius

Name: ***Vibrio hepatarius***
Authors: Thompson et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:1500* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 19134, 1P, CAIM 693, LMG 20362, P62

Hispanicus

Name: ***Vibrio hispanicus***
Authors: Gomez-Gil et al. 2004

Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 54:264* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 16580, CAIM 525, LMG 13240, VIB 213

Hollisae

Name: ***Vibrio hollisae***
Authors: Hickman et al. 1982
Status: Basonym
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 32:384 [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: ATCC 33564, CDC 0075-80, IMET 12291
Synonym(s): Grimontia hollisae

Ichthyoenteri

Name: ***Vibrio ichthyoenteri***
Authors: Ishimura et al. 1996
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 46:159* [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: DSM 14397, F-2, IFO 15847

Iliopiscarius

Name: ***Vibrio iliopiscarius***
Authors: Onarheim et al. 1995
Status: Basonym
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 45:418 [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Comment: type strain incorrectly cited "PT1" in List No 53, IJSB 45:418
Type strain: DSM 9896, PS1
Synonym(s): Photobacterium iliopiscarium

Inusitatus

Name: ***Vibrio inusitatus***
Authors: Sawabe et al. 2007
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 57:921* [Literature]
Risk group: ?
Type strain: LMG 23434, NBRC 102082, RW14

Kanaloae

Name: ***Vibrio kanaloae***
Authors: Thompson et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:757* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 17181, CAIM 485, INCO 191, LMG 20539

Lentus

Name: ***Vibrio lentus***

Authors: Macián et al. 2001
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 51:1454* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: 4OM4, CECT 5110, DSM 13757

Litoralis

Name: ***Vibrio litoralis***
Authors: Nam et al. 2007
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 57:564* [Literature]
Risk group: ?
Type strain: DSM 17657, KCTC 12520, MANO22D

Logei

Name: ***Vibrio logei***
Authors: (Harwood et al. 1980) Baumann et al. 1981
Status: New Combination
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 31:217 [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: 584, ATCC 29985
Synonym(s): *Photobacterium logei* (basonym)

Marinus

Name: ***Vibrio marinus***
Authors: Baumann et al. 1984
Status: Basonym
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 34:356 [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: ATCC 15381
Synonym(s): *Moritella marina*

Mediterranei

Name: ***Vibrio mediterranei***
Authors: Pujalte and Garay 1986
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 36:278* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: CECT 621, DSM 13773

Metschnikovii

Name: ***Vibrio metschnikovii***
Authors: Gamaleia 1888
Status: Approved Lists
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 30:417 (AL) [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: DSM 19132, NCTC 8443

Mimicus

Name: ***Vibrio mimicus***

Authors: Davis et al. 1982
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 32:267 [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: DSM 19130, 1721-77, ATCC 33653

Mytili

Name: ***Vibrio mytili***
Authors: Pujalte et al. 1993
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 43:360*
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 19137, 165, CECT 632

Natriegens

Name: ***Vibrio natriegens***
Authors: (Payne et al. 1961) Baumann et al. 1981
Status: New Combination
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 31:217 [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: ATCC 14048, DSM 759, IMET 11297, NCMB 857
Synonym(s): *Beneckea natriegens* (homotypic synonym)

Navarrensis

Name: ***Vibrio navarrensis***
Authors: Urdaci et al. 1991
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 41:293*
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: 1397-6, CIP 103381

Neonatus

Name: ***Vibrio neonatus***
Authors: Sawabe et al. 2005
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 55:1 [Literature]
Risk group: ?
Type strain: DSM 17531, HDD3-1, IAM 15060, LMG 19973

Neptunius

Name: ***Vibrio neptunius***
Authors: Thompson et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:249* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 17183, CAIM 532, LMG 20536

Nereis

Name: ***Vibrio nereis***
Authors: (Harwood et al. 1980) Baumann et al. 1981

Status: New Combination
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 31:217 [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: 80, ATCC 25917
Synonym(s): *Beneckea nereis* (basonym)

Nigripulchritudo

Name: ***Vibrio nigripulchritudo***
Authors: (Baumann et al. 1971) Baumann et al. 1981
Status: New Combination
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 31:217 [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: ATCC 27043
Synonym(s): *Beneckea nigripulchritudo* (basonym)

Ordalii

Name: ***Vibrio ordalii***
Authors: Schiewe et al. 1982
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 32:384 [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: ATCC 33509, DF3K

Orientalis

Name: ***Vibrio orientalis***
Authors: Yang et al. 1983
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 33:673 [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 19136, 717, ATCC 33934

Pacinii

Name: ***Vibrio pacinii***
Authors: Gomez-Gil et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:1572* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 19139, CAIM 530, LMG 19999, STD3-1057

Parahaemolyticus

Name: ***Vibrio parahaemolyticus***
Authors: (Fujino et al. 1951) Sakazaki et al. 1963
Status: Approved Lists
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 30:417 (AL) [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: ATCC 17802, DSM 10027
Synonym(s): *Beneckea parahaemolytica* (homotypic synonym)

Pectenocida

Name: ***Vibrio pectenocida***

Authors: Lambert et al. 1998
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 48:486* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: A365, CIP 105190

Pelagius

Name: ***Vibrio pelagius***
Authors: (Baumann et al. 1971) Baumann et al. 1981
Status: Basonym
Reference: [Literature]
Type strain: ATCC 25916
Synonym(s): Listonella pelagia
Beneckeia pelagia

Penaeicida

Name: ***Vibrio penaeicida***
Authors: Ishimaru et al. 1995
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 45:138* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 14398, IFO 15640, JCM 9123, KH-1

Pomeroyi

Name: ***Vibrio pomeroyi***
Authors: Thompson et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:757* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 17180, CAIM 578, INCO 62, LMG 20537

Ponticus

Name: ***Vibrio ponticus***
Authors: Macián et al. 2005
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 55:1 [Literature]
Risk group: ?
Type strain: 369, CECT 5869, DSM 16217

Proteolyticus

Name: ***Vibrio proteolyticus***
Authors: (Merkel et al. 1964) Baumann et al. 1982
Status: New Combination
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 32:267 [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Comment: Type strain wrongly cited in List No. 8; "corrected" 33:673. Cited as new species
Type strain: ATCC 15338, DSM 30189, NCMB 1326
Synonym(s): *Aeromonas hydrophila* subsp. *proteolytica* (homotypic synonym)

Rarus

Name: ***Vibrio rarus***
Authors: Sawabe et al. 2007
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 57:921* [Literature]
Risk group: ?
Type strain: LMG 23674, NBRC 102084, RW22

Rotiferianus

Name: ***Vibrio rotiferianus***
Authors: Gomez-Gil et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:242* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 17186, CAIM 577, LMG 21460

Ruber

Name: ***Vibrio ruber***
Authors: Shieh et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:483* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 16370, CCRC 17186, JCM 11486, VR1

Rumoiensis

Name: ***Vibrio rumoiensis***
Authors: Yumoto et al. 1999
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 49:935 [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 19141, Ferm P-14531, S-1

Salmonicida

Name: ***Vibrio salmonicida***
Authors: Egidius et al. 1986
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 36:518*
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: HI 7751, NCMB 2262

Scophthalmi

Name: ***Vibrio scophthalmi***
Authors: Cerdà-Cuéllar et al. 1997
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 47:60* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 19140, A089, CECT 4638

Shiloi

Name: ***Vibrio shiloi***
Authors: Kushmaro et al. 2001
Status: Orthographically Incorrect Name
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 51:1387*
Risk group: ?
Synonym(s): *Vibrio shilonii*

Shilonii

Name: ***Vibrio shilonii***
Authors: Kushmaro et al. 2001
Status: New Species, Corrected Name
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 51:1387* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Comment: nom. corrig.: *Vibrio shiloi* (sic)
Type strain: AK1, ATCC BAA-91, DSM 13774

Splendidus

Name: ***Vibrio splendidus***
Authors: (Beijerinck 1900) Baumann et al. 1981
Status: New Combination
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 31:217 [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: ATCC 33125, NCMB 1
Synonym(s): *Beneckea splendida* (homotypic synonym)

Succinogenes

Name: ***Vibrio succinogenes***
Authors: Wolin et al. 1961
Status: Basonym
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 30:417 (AL) [Literature]
Type strain: ATCC 29543, DSM 1740
Synonym(s): *Wolinella succinogenes*

Superstes

Name: ***Vibrio superstes***
Authors: Hayashi et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:1816* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 16383, IAM 15009, LMG 21323

Tapetis

Name: ***Vibrio tapetis***
Authors: Borrego et al. 1996
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 46:483* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: B1090, CECT 4600

Tasmaniensis

Name: ***Vibrio tasmaniensis***
Authors: Thompson et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:1701 [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 17182, CAIM 634, LMG 20012, VIB 836

Trachuri

Name: ***Vibrio trachuri***
Authors: Iwamoto et al. 1996
Status: Heterotypic Synonym
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 46:625 [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Comment: synonymy: IJSEM 52:976*
Type strain: JCM 9677, T9210
Synonym(s): *Vibrio harveyi*
Beneckeia harveyi
Lucibacterium harveyi
Vibrio carchariae

Tubiashii

Name: ***Vibrio tubiashii***
Authors: Hada et al. 1984
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 34:2*
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 19142, ATCC 19109

Viscosus

Name: ***Vibrio viscosus***
Authors: Lunder et al. 2000
Status: Basonym
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 50:447* [Literature]
Risk group: ?
Type strain: NCIMB 23584, NVI 88/478
Synonym(s): *Moritella viscosa*

Vulnificus

Name: ***Vibrio vulnificus***
Authors: (Reichelt et al. 1979) Farmer 1980
Status: New Combination
Reference: Int. J. Syst. Bacteriol. 30:656* [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: ATCC 27562, DSM 10143, IMET 11292
Synonym(s): *Beneckeia vulnifica* (basonym)

Wodanis

Name: ***Vibrio wodanis***
Authors: Lunder et al. 2000
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 50:447* [Literature]
Risk group: 2 (German classification)
Type strain: NCIMB 13582, NVI 88/441

Xuii

Name: ***Vibrio xuii***
Authors: Thompson et al. 2003
Status: New Species
Reference: Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 53:251* [Literature]
Risk group: 1 (German classification)
Type strain: DSM 17185, CAIM 467, LMG 21346