



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE AQUICULTURA

**EFEITO DA TEMPERATURA, SALINIDADE E PESO SOBRE A TAXA DE
CONSUMO DE OXIGÊNIO EM JUVENIS DE *Litopenaeus vannamei*
(BOONE, 1931).**

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Aqüicultura do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Santa Catarina, como requisito parcial à obtenção do título de mestre em Aqüicultura.

Orientador: Dr. Luis Alejandro Vinatea Arana

CRISLEI BETT

FLORIANÓPOLIS
2007

Bett, Crislei,

Efeito da temperatura, salinidade e peso sobre a taxa de consumo de oxigênio em juvenis de *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) / Crislei Bett – 2007.

43 f : 5 figs., 6 tabs.

Orientador: Luis Alejandro Vinatea Arana.

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

1.Consumo de oxigênio; 2.temperatura; 3.salinidade; 4.peso; 5.*Litopenaeus vannamei*.

Efeito da temperatura, salinidade e peso sobre a taxa de consumo de oxigênio em juvenis de *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931)

Por

CRISLEI BETT

Esta dissertação foi julgada adequada para a obtenção do título de

MESTRE EM AQUICULTURA

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

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

Banca Examinadora:

Dr. Luis Alejandro Vinatea Arana - *Orientador*

Dra. Aimê Rachel Magenta Magalhães

Dr. Wilson Francisco Britto Wasielesky Junior

*À minha família, pelo apoio e ajuda, e aos espíritos de luz, que
guiaram e acompanharam minha jornada até aqui...*

AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar gostaria de agradecer ao meu orientador, professor Vinatea, por ter acreditado em mim, mais do que eu mesma.

Ao Paulo Manso, ser iluminado que cruzou meu caminho, não por acaso, e que participou da longa batalha que foi desenvolver o sistema de respirometria. Não só por isso, mas principalmente pelo incentivo e apoio nas horas em que tudo parecia perdido e impossível, meu irmão otimista.

Às minhas amigas maravilhosas, Fanny e Josiane, que tornaram a jornada pelo mestrado muito mais agradável e suportável nos momentos difíceis.

Aos funcionários e técnicos do Laboratório de Camarões Marinhos, fundamentais em todo o processo de pesquisa, pela ajuda prestada.

Ao meu estagiário, João Cavallazzi, que corajosamente enfrentou a reta final da pesquisa comigo, sem ele, com certeza, eu não teria conseguido.

Aos amigos distantes, porém sempre lembrados, Timba e Japinha, que sempre estiveram torcendo por mim.

À empresa Bernauer Aqüicultura, pelo empréstimo de equipamentos que permitiram a realização deste trabalho.

Ao professor Elpídio Beltrame, que viabilizou a pesquisa no Laboratório de Camarões Marinhos.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa de estudos concedida durante o mestrado.

A todos aqueles que cruzaram meu caminho, e que de uma forma ou outra deixaram sua contribuição.

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO.....	9
OBJETIVOS.....	13
OBJETIVO GERAL.....	13
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	13
Efeito combinado da temperatura, salinidade e peso sobre a taxa de consumo de oxigênio em juvenis de <i>Litopenaeus vannamei</i> (Boone, 1931).....	14
Resumo.....	15
Abstract.....	15
1. Introdução.....	16
2. Materiais e Métodos.....	17
2.1 Delineamento experimental.....	17
2.2 Animais e seleção.....	17
2.3 Aclimação para condições experimentais.....	18
2.4 Sistema de respirometria.....	18
2.5 Teste para aclimação do animal no respirômetro.....	19
2.6 Cálculo do consumo de oxigênio.....	20
2.7 Cálculo do coeficiente termal.....	20
2.8 Análise estatística.....	20
3. Resultados.....	21
3.1 Sistema de Respirometria.....	21
3.2 Teste de aclimação no respirômetro.....	22
3.3 Efeito da temperatura e da salinidade sobre a taxa de consumo de oxigênio.....	23
4. Discussão.....	25
5. Conclusões.....	29
6. Referências.....	29
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS DA INTRODUÇÃO.....	33
ANEXOS.....	35

RESUMO

Foi quantificado o consumo de oxigênio em condições combinadas de temperaturas (20, 25, e 30°C) e salinidades (1, 13, 25 e 37 ‰) para juvenis de *L. vannamei* com três tamanhos diferentes (2, 6 e 12 g). Para medir o consumo de oxigênio por animal foi utilizado um sistema de respirometria do tipo semi-aberto. Os resultados evidenciaram que a temperatura, salinidade, peso corporal e a interação dos três fatores influenciam significativamente o consumo de oxigênio específico ($\text{mgO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ h}^{-1}$) ($P < 0.05$). Animais menores (2 g) sofreram estresse osmótico com maior consumo de oxigênio em salinidades de 37 ‰, enquanto que em animais maiores (6 e 12 g) este estresse foi observado em 1 ‰. Em temperaturas de 25 e 30°C o consumo apresentou-se mais estável em 13 e 25 ‰, em todos tamanhos analisados, sendo que em 20°C o consumo abaixo de 25 ‰ foi maior, possivelmente devido ao comprometimento da capacidade hiperosmorregulatória em baixas temperaturas. Com base nos resultados encontrados, foram obtidas equações de regressões que permitem calcular o consumo de oxigênio de *L. vannamei* para as diferentes combinações de temperaturas, salinidades e tamanhos avaliados neste trabalho. Estas equações podem ser empregadas em cálculos de capacidade suporte dos ambientes de cultivo, bem como em cálculos à cerca da quantidade de aeração mecânica necessária para manutenção de valores ideais de oxigênio dissolvido nos sistemas de produção de *L. vannamei*.

Palavras-Chave: Consumo de oxigênio, temperatura, salinidade, peso, *Litopenaeus vannamei*.

ABSTRACT

The combined effects of temperature, salinity and weight on the oxygen consumption rate in juvenile *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931).

Oxygen consumption was quantified in combined conditions of temperature (20, 25 and 30°C) and salinity (1, 13, 25 and 37 ‰) for juvenile *L. vannamei* of three sizes (2, 6 and 12 g). To measure oxygen consumption, shrimp were placed in a semi-open respirometry system. Results demonstrate that temperature, salinity, shrimp size and the interaction of these factors significantly influence the specific oxygen consumption ($\text{mgO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ h}^{-1}$) ($P < 0.05$). 2-g shrimp suffered osmotic stress and consumed more oxygen in salinity 37 ‰, whereas 6 and 12-g shrimp suffered such stress at salinity 1 ‰. At 25 and 30°C consumption was more stable at salinities 13 and 25 ‰, for all shrimp groups. At 20°C oxygen consumption below 25 ‰ was higher, possibly due to the reduced hyper-osmoregulatory capacity in lower temperatures. The resulting regression equations allowed calculation of *L. vannamei* shrimp oxygen consumption at the temperatures, salinities and sizes tested in this study. The equations can be used for the estimation of the environmental load and also the mechanical aeration requirements to secure ideal levels of oxygen in the *L. vannamei* culture systems.

Keywords: Oxygen consumption, temperature, salinity, weight, *Litopenaeus vannamei*.

INTRODUÇÃO

A evolução tecnológica em diferentes pontos da cadeia produtiva de camarões marinhos, como na reprodução, nutrição e engenharia, permitiram à atividade uma rápida evolução com conseqüente intensificação dos processos, fazendo com que os sistemas de cultivo passassem do modelo extensivo para o sistema semi-intensivo e intensivo de produção, nos quais as produtividades são maiores (Wickins e Lee, 2002).

Segundo Boyd e Tucker (1998), o sucesso no cultivo de animais aquáticos depende da manutenção adequada da qualidade da água, provendo um ambiente satisfatório para o crescimento animal.

A necessidade de atenção ao manejo no cultivo aumenta proporcionalmente com o aumento dos níveis de intensificação e o uso de técnicas inadequadas de manejo pode trazer sérios problemas, como baixas concentrações de oxigênio e condições tóxicas na água e no sedimento, prejudiciais à sobrevivência animal e com conseqüente baixa produtividade no cultivo (Fast e Boyd, 1992).

O oxigênio dissolvido é considerado o fator mais limitante da produção em sistemas semi-intensivo e intensivo, participando dos processos biológicos naturais e determinando a capacidade suporte dos ambientes de cultivo (Boyd, 1990; Vinatea, 1997).

Durante o ciclo de engorda dos camarões torna-se imprescindível a manutenção de níveis adequados de oxigênio, uma vez que condições inadequadas tornam-se potenciais estressoras para o animal, limitando o crescimento e tornando-os mais susceptíveis a doenças, podendo ainda em casos extremos levar o animal à morte (Boyd e Tucker, 1998, Jiang et al., 2005).

Com a intensificação dos processos de cultivo, os níveis de oxigênio obtidos a partir das fontes naturais (produção primária fotossintética e difusão através da atmosfera) tornaram-se insuficientes para proporcionar níveis adequados nos sistemas. A aeração mecânica passou a se tornar, então, o método mais eficiente de aumentar a disponibilidade de oxigênio, permitindo incrementar a produtividade através do aumento da densidade de estocagem e melhorar a qualidade dos efluentes (Boyd e Watteu, 1989; Fast e Boyd, 1992).

Além da manutenção dos níveis de oxigênio, os aeradores são utilizados para diminuir a necessidade de troca de água, promover a circulação da água e desestratificação, e ainda redução da região de acúmulo de sedimentos no viveiro (Vinatea, 1997).

Com a modernização e intensificação das tecnologias de engorda no cultivo de camarões marinhos, a aeração mecânica tornou-se uma prática indispensável na maioria das fazendas brasileiras, sendo que hoje o Brasil é o país que mais utiliza aeradores no ocidente (Nunes, 2002).

Segundo Nunes (2002), as exigências de aeração mecânica têm sido estimadas empiricamente, com base na experiência e resultados obtidos a nível comercial. Os produtores utilizam parâmetros como biomassa estocada, quantidade diária de ração, além de dados de desempenho zootécnico para prever a quantidade necessária de aeradores.

No Brasil é utilizado de 2vc/ha até 10vc/ha, dependendo da densidade de estocagem, para impedir que a concentração de oxigênio chegue a níveis críticos considerados (2-3mg/L), e uma

maneira de garantir o sucesso do cultivo é exceder a quantidade de aeração realmente requisitada (Nunes, 2002).

Contudo com o aumento do uso de aeradores, o conhecimento dos níveis ótimos de aeração começou a se tornar mais importante.

Segundo Nunes (2002), uma das maiores barreiras para difusão do uso da aeração mecânica são os custos relacionados a eletrificação da unidade de produção, a aquisição dos aeradores e também com gastos operacionais derivados do uso desta tecnologia.

McGraw et al. (2001) relatam que níveis de oxigênio dissolvido próximo à saturação resultam em máxima produtividade. Contudo o custo energético para manutenção destes níveis pode exceder o benefício obtido com as altas produções. Sugerem que os aeradores devam ser ativados tão cedo o suficiente e que possuam potência ótima para prevenir que a concentração de oxigênio dissolvida caia abaixo de 50% da saturação.

Fast e Boyd (1992) apresentam um modelo para caracterização da necessidade temporal de aeração mecânica em viveiros de aquicultura. Para este dimensionamento os principais fatores levados em conta são a demanda total de oxigênio do tanque e a eficiência do aerador na transferência de oxigênio.

A demanda de oxigênio é obtida através da equação:

$$DO = TRC + TRA + TRS$$

Onde, DO é a demanda de oxigênio (mg/L/h); TRC é a taxa de respiração do animal (mg/L/h); TRA é a taxa de respiração da água (mg/L/h), e TRS é a taxa de respiração do sedimento (mg/L/h).

Utilizando este método Santa e Vinatea (2007) acompanharam a taxa de respiração da coluna de água e do sedimento e quantificaram a necessidade de aeração durante um ciclo de engorda de camarões marinhos, obtendo valores de até metade da potência necessária durante a maioria das semanas de cultivo, quando comparada com a potência utilizada na fazenda, dimensionada pelos métodos empíricos.

Para determinação da demanda de oxigênio em um viveiro é necessário, além da taxa de respiração da coluna de água e do sedimento, que podem ser obtidos em campo correspondendo a real necessidade de cada viveiro, também conhecer a taxa de respiração do animal, que segundo Fast e Lannan (1992), podem contribuir com até mais de 10% das perdas por respiração em sistemas de cultivo de camarões.

Segundo Vernberg (1983), o consumo de oxigênio em crustáceos depende de uma ampla variedade de fatores bióticos e abióticos incluindo espécie, intensidade de atividade, peso corporal, alimentação, temperatura, salinidade e concentração de oxigênio.

A temperatura e a salinidade são considerados os principais fatores abióticos que influenciam o consumo de oxigênio em animais aquáticos (Vernberg, 1983).

A inabilidade de manter a temperatura corpórea em crustáceos resulta que a taxa metabólica varia diretamente com a mudança da temperatura ambiente, como consequência da dependência térmica das reações enzimáticas (Randall et al., 1997). Dentro dos limites de variação de temperatura que um animal suporta a taxa de consumo de oxigênio freqüentemente aumenta de modo constante e regular com a elevação da temperatura, sendo que em geral um aumento de 10°C provoca um

aumento de 2 a 3 vezes na taxa de consumo de oxigênio. Este aumento na taxa é chamado de coeficiente termal (Q_{10}) e representa o grau de sensibilidade de um organismo à temperatura (Schmidt-Nielsen, 1999).

Mudanças na salinidade também refletem em alterações na taxa metabólica, como resultado de uma série de alterações comportamentais e fisiológicas, como o mecanismo de osmorregulação, podendo ainda existir uma interação complexa entre temperatura e salinidade, com uma variável atuando como um fator de modulação sobre o efeito da outra (Mantel e Farmer, 1983; Vernberg, 1983).

A necessidade de manter o volume e a concentração dos solutos nos fluidos corpóreos dentro de limites estreitos, que invariavelmente diferem do meio, obriga os animais a manterem mecanismos de osmorregulação adequados para manutenção deste equilíbrio, mantendo a homeostase iônica e osmótica, e protegendo os tecidos internos contra oscilações do meio externo (Schmidt-Nielsen, 1999).

Os mecanismos osmorregulatórios, que compreendem a regulação da pressão osmótica e concentração iônica no compartimento extracelular do animal, classificam os crustáceos em osmoconformadores e osmorreguladores. Nos osmoconformadores a concentração osmótica interna acompanha a do meio, dentro do limite tolerado pela espécie, enquanto que os osmorreguladores mantêm sua concentração osmótica interna relativamente constante, seja acima ou abaixo daquela encontrada no meio, sendo hiperosmorreguladores em meio hipotônico, abaixo do ponto isosmótico (aquele em que a pressão osmótica do meio é igual a do fluido interno), e hiposmorreguladores em meio hiperosmótico (Mantel e Farmer, 1983).

Litopenaeus vannamei é uma espécie eurialina sendo descrito como osmorreguladora por McFarland e Lee (citado por Castille e Lawrence, 1980).

As diferenças de pressão osmótica entre o meio e os fluídos internos do animal, fazem com que estes passam a ganhar água e perder sais em meio diluído, ou hiposmótico, e a perder água e ganhar sais em meio hiperosmótico. Os mecanismos compensatórios para os crustáceos osmorreguladores manterem sua concentração interna hiperosmótica em meio diluído são a redução da permeabilidade à água ou sais, ou ambos, aumento da eliminação de água através do aumento da produção de urina pelo órgão excretor, a glândula antenal, e o aumento da captação de sais pelas brânquias, principalmente Na e Cl. Em meio hiperosmótico os mecanismos hiposmorregulatórios são de redução de permeabilidade à água e sais, diminuição da produção de urina e transporte ativo de sais para o meio através das brânquias (Mantel e Farmer, 1983).

De acordo com Kinne (citado por Vernberg, 1983), podem ser esperados quatro tipos de respostas respiratórias em relação à mudanças na salinidade para crustáceos: a taxa respiratória aumenta acima do ponto isosmótico e diminui abaixo do ponto isosmótico; a taxa aumenta acima ou abaixo do ponto isosmótico; a taxa diminui acima ou abaixo do ponto isosmótico; e ainda as taxas podem permanecer essencialmente inafetadas.

Segundo Vernberg (1983), ainda, o efeito da temperatura e da salinidade em uma dada espécie não é o mesmo em todos os estágios de vida, e as respostas metabólicas podem variar devido a variações fisiológicas relacionadas à idade.

Vários trabalhos têm relatado a influência da temperatura, salinidade ou da interação entre elas sobre a taxa de consumo de oxigênio em crustáceos, como Yagi et al., 1990; Gasca-Leyva, et al., 1991; Rosas et al., 1999; Lemos et al., 2001; Salvato et al., 2001; Tsuzuki et al., 2003; Vilarreal et al., 2003; Setiarto et al., 2004; Tian et al., 2004 e Spanopoulos-Hernández et al., 2005.

Cech (1990) descreve 5 níveis do metabolismo respiratório: metabolismo padrão, que seria a taxa mínima requerida para manutenção das funções vitais em ciclo de 24h; metabolismo de rotina em repouso, como a taxa para o animal em descanso, mas não necessariamente a mínima em ciclo de 24h; metabolismo de rotina, a taxa incluindo movimentos espontâneos; metabolismo de natação, como a taxa metabólica medida em níveis de natação voluntária ou forçada; e o metabolismo ativo, que seria a taxa metabólica máxima associada com natação em velocidade máxima suportada.

Litopenaeus vannamei é praticamente a única espécie de camarão marinho cultivada comercialmente no Brasil e uma das principais espécies cultivadas no mundo (Borghetti et al., 2003). Contudo, revisando a literatura somente dois trabalhos abordando este assunto foram encontrados para esta espécie, um deles realizado por Villarreal et al. (1994), combinando o efeito de temperaturas (20, 24, 28 e 32°C), e salinidades (25, 30, 35, 40 e 45 ‰) sobre o consumo de oxigênio em pós-larvas, e outro realizado por Martinez-Palacios et al. (1996) avaliando os efeitos de temperaturas (20, 25 e 30°C) e do peso corporal (1-56g) sobre o consumo de oxigênio.

Litopenaeus vannamei sendo uma espécie eurialina, é capaz de habitar águas com salinidades superiores a 40 ‰ até águas com salinidades muito próximas a zero (Wickins e Lee, 2002).

Baseado nesta capacidade de se adaptar a uma ampla faixa de salinidade a engorda em águas de interiores passou a ser empregada nos últimos anos no Brasil, obtendo bons resultados produtivos (Valença e Mendes, 2003).

A exigência exata de aeração mecânica em um viveiro de engorda de camarões, então, é um fator complexo de se determinar, uma vez que as unidades de produção apresentam características ecológicas distintas e, portanto, distintas demandas de oxigênio (Boyd, 1989).

O conhecimento da taxa de respiração do camarão *Litopenaeus vannamei* em diferentes condições ambientais torna-se então uma questão essencial para o processo de aprimoramento dos cálculos de quantificação das necessidades de aeração mecânica, desta forma contribuindo para melhorar a eficiência energética dos sistemas de cultivo de camarões marinhos.

O trabalho foi redigido na forma de artigo científico de acordo com as normas da revista *Aquacultural Engineering*, à qual será submetido para publicação.

OBJETIVOS

OBJETIVO GERAL

Avaliar a influência da temperatura, salinidade e da interação dessas duas variáveis sobre a taxa de consumo de oxigênio em juvenis de *Litopenaeus vannamei* com diferentes pesos corporais.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

- Quantificar o consumo de oxigênio de juvenis de *L. vannamei* em repouso ($\text{mg O}_2 \text{ animal}^{-1} \text{ h}^{-1}$ e $\text{mg O}_2 \text{ g}^{-1} \text{ h}^{-1}$), em condições de temperaturas de 20, 25 e 30°C, combinada com condições de salinidades de 1, 13, 25 e 37 ‰, em animais de peso aproximado de 2, 6 e 12g.
- Avaliar o efeito de cada variável e da combinação dessas variáveis sobre a taxa de consumo de oxigênio ($\text{mg O}_2 \text{ g}^{-1} \text{ h}^{-1}$).

Efeito combinado da temperatura, salinidade e peso sobre a taxa de consumo de oxigênio em juvenis de *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931).

Crislei Bett e Luis Vinatea¹

¹Laboratório de Camarões Marinhos, Departamento de Aqüicultura,
Universidade Federal de Santa Catarina, 88062-601, Florianópolis, SC, Brasil.

Correspondência com o autor: e-mail: crisleibett@yahoo.com.br (Crislei Bett)
vinatea@mbox1.ufsc.br (Luis Vinatea).

Resumo

Foi quantificado o consumo de oxigênio em condições combinadas de temperaturas (20, 25, e 30°C) e salinidades (1, 13, 25 e 37 ‰) para juvenis de *L. vannamei* com três tamanhos diferentes (2, 6 e 12 g). Para medir o consumo de oxigênio por animal foi utilizado um sistema de respirometria do tipo semi-aberto. Os resultados evidenciaram que a temperatura, salinidade, peso corporal e a interação dos três fatores influenciam significativamente o consumo de oxigênio específico ($\text{mgO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ h}^{-1}$) ($P < 0.05$). Animais menores (2 g) sofreram estresse osmótico com maior consumo de oxigênio em salinidades de 37 ‰, enquanto que em animais maiores (6 e 12 g) este estresse foi observado em 1 ‰. Em temperaturas de 25 e 30°C o consumo apresentou-se mais estável em 13 e 25 ‰, em todos tamanhos analisados, sendo que em 20°C o consumo abaixo de 25 ‰ foi maior, possivelmente devido ao comprometimento da capacidade hiperosmorregulatória em baixas temperaturas. Com base nos resultados encontrados, foram obtidas equações de regressões que permitem calcular o consumo de oxigênio de *L. vannamei* para as diferentes combinações de temperaturas, salinidades e tamanhos avaliados neste trabalho. Estas equações podem ser empregadas em cálculos de capacidade suporte dos ambientes de cultivo, bem como em cálculos à cerca da quantidade de aeração mecânica necessária para manutenção de valores ideais de oxigênio dissolvido nos sistemas de produção de *L. vannamei*.

Palavras-Chave: Consumo de oxigênio, temperatura, salinidade, peso, *Litopenaeus vannamei*.

Abstract

Oxygen consumption was quantified in combined conditions of temperature (20, 25 and 30°C) and salinity (1, 13, 25 and 37 ‰) for juvenile *L. vannamei* of three sizes (2, 6 and 12 g). To measure oxygen consumption, shrimp were placed in a semi-open respirometry system. Results demonstrate that temperature, salinity, shrimp size and the interaction of these factors significantly influence the specific oxygen consumption ($\text{mgO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ h}^{-1}$) ($P < 0.05$). 2-g shrimp suffered osmotic stress and consumed more oxygen in salinity 37 ‰, whereas 6 and 12-g shrimp suffered such stress at salinity 1 ‰. At 25 and 30°C consumption was more stable at salinities 13 and 25 ‰, for all shrimp groups. At 20°C oxygen consumption below 25 ‰ was higher, possibly due to the reduced hyper-osmoregulatory capacity in lower temperatures. The resulting regression equations allowed calculation of *L. vannamei* shrimp oxygen consumption at the temperatures, salinities and sizes tested in this study. The equations can be used for the estimation of the environmental load and also the mechanical aeration requirements to secure ideal levels of oxygen in the *L. vannamei* culture systems.

Keywords: Oxygen consumption, temperature, salinity, weight, *Litopenaeus vannamei*.

1. Introdução

O oxigênio dissolvido é considerado o fator mais limitante da produção em sistemas de aquicultura semi-intensivo e intensivo, participando dos processos biológicos naturais e determinando a capacidade suporte dos ambientes de cultivo (Boyd, 1990; Vinatea, 1997).

Durante o ciclo de engorda de camarões cultivados torna-se imprescindível a manutenção de níveis adequados de oxigênio, uma vez que condições inadequadas tornam-se potenciais estressoras para o animal, limitando o crescimento e tornando-os mais susceptíveis a doenças, podendo ainda em casos extremos levar o animal à morte (Boyd e Tucker, 1998; Jiang et al., 2005).

Com a intensificação dos processos de cultivo, os níveis de oxigênio obtidos a partir das fontes naturais (produção primária fotossintética e difusão através da atmosfera) tornaram-se insuficientes para proporcionar níveis adequados nos sistemas, e a aeração mecânica passou a se tornar o método mais eficiente de aumentar a disponibilidade de oxigênio, permitindo incrementar a produtividade através do aumento da densidade de estocagem e melhorar a qualidade dos efluentes (Boyd e Watteu, 1989; Fast e Boyd, 1992).

Para determinação da demanda de oxigênio em um viveiro é necessário, além da taxa de respiração da coluna de água e do sedimento, que podem ser obtidos em campo correspondendo a real necessidade de cada viveiro (Santa e Vinatea, 2007), conhecer a taxa de respiração do animal. Segundo Fast e Lannan (1992) a taxa de respiração do animal pode contribuir com mais de 10% das perdas por respiração em sistemas de cultivo de camarões.

A temperatura e a salinidade são considerados os principais fatores abióticos que influenciam o consumo de oxigênio em animais aquáticos (Vernberg, 1983).

A inabilidade de manter a temperatura corpórea em crustáceos resulta que a taxa metabólica varia diretamente com a mudança da temperatura ambiente, como consequência da dependência térmica das reações enzimáticas (Randall et al., 1997). Dentro dos limites de variação de temperatura que um animal suporta, a taxa de consumo de oxigênio freqüentemente aumenta de modo constante e regular com a elevação da temperatura, sendo que em geral um aumento de 10°C provoca um aumento de 2 a 3 vezes na taxa de consumo de oxigênio. Este aumento na taxa é chamado de coeficiente termal (Q_{10}) e representa o grau de sensibilidade de um organismo à temperatura (Schmidt-Nielsen, 1999).

Mudanças na salinidade também se refletem em alterações na taxa metabólica, como resultado de uma série de alterações comportamentais e fisiológicas, envolvendo principalmente os mecanismos de osmorregulação. A necessidade de manter o volume e a concentração dos solutos nos fluidos corpóreos dentro de limites estreitos, que invariavelmente diferem do meio, obriga os animais a manterem mecanismos de osmorregulação adequados para manutenção deste equilíbrio, mantendo a homeostase iônica e osmótica, protegendo os tecidos internos contra oscilações do meio externo, com custos metabólicos que podem refletir no consumo de oxigênio (Mantel e Farmer, 1983).

Ainda, pode existir uma interação complexa entre temperatura e salinidade, com uma variável atuando como um fator de modulação sobre o efeito da outra na resposta metabólica (Mantel e Farmer, 1983; Vernberg, 1983).

A exigência exata de aeração mecânica em um viveiro de engorda de camarões é um fator complexo de se determinar, uma vez que as unidades de produção apresentam características ecológicas distintas e, portanto distintas demandas de oxigênio (Boyd, 1989).

O conhecimento da taxa de respiração do camarão *Litopenaeus vannamei* em diferentes condições ambientais torna-se então uma questão essencial para o processo de aprimoramento dos cálculos de quantificação das necessidades de aeração mecânica, contribuindo para melhorar a eficiência energética dos sistemas de cultivo de camarões marinhos. Desta forma, o presente trabalho tem como objetivo quantificar e avaliar a influência da temperatura, salinidade e da interação dessas duas variáveis sobre a taxa de consumo de oxigênio em juvenis de *Litopenaeus vannamei* de diferentes pesos corporais.

2. Materiais e métodos

2.1 Delineamento Experimental

Foi utilizado um desenho experimental do tipo fatorial, combinando temperaturas de 20, 25, e 30°C, com salinidades de 1, 13, 25 e 37 ‰ para juvenis de *Litopenaeus vannamei* de três grupos de tamanhos diferentes: 2, 6 e 12 g.

Para cada combinação de fatores foi quantificado o consumo de oxigênio de animais em repouso (Cech, 1990).

2.2 Animais e seleção

Foram utilizados animais entre 1 e 14 g provenientes do Laboratório de Camarões Marinhos (LCM) da Universidade Federal de Santa Catarina (Florianópolis, SC, Brasil).

Os animais foram cultivados em tanques de 1000 L, mantidos sob uma estufa, alimentados com ração peletizada de 35% de proteína bruta. Foram avaliados semanalmente parâmetros de qualidade de água (amônia, salinidade e pH) e diariamente temperatura e oxigênio dissolvido. As renovações de água eram realizadas pelo menos uma vez por semana, em torno de 50% do volume do tanque, ou de acordo com as avaliações dos parâmetros de qualidade de água.

Em cada povoamento os animais foram selecionados de acordo com seu peso e divididos em três grupos: pequeno (1 a 4 g), médio (5 a 8 g) e grande (10 a 14 g). Cada povoamento consistia da seleção de 15 animais para cada grupo de peso, que posteriormente seriam aclimatados para uma determinada combinação de temperatura e salinidade.

Os animais foram acondicionados em tanques de 100 L, com divisórias para abrigar os três tamanhos de camarões simultaneamente, onde a temperatura e a salinidade encontravam-se em torno de 27 a 28°C e 32 a 34 ‰, respectivamente, próximas às condições encontradas nos tanques de origem dos animais. Os animais eram alimentados 2 vezes ao dia *ad libitum*.

2.3 Aclimação para condições experimentais

Após 24 h do povoamento, a temperatura foi ajustada gradualmente por meio de aquecedores de 100 W ou serpentinas com água resfriada.

A salinidade foi ajustada após 48 h de aclimação à temperatura teste. A salinidade inicial era ajustada para 32 ‰ e o protocolo de aclimação, adaptado de McGraw e Scarpa (2004), consistia de um decréscimo constante de $7,9\% \text{ h}^{-1}$ para 25 ‰ (3 h), $7,3\% \text{ h}^{-1}$ para 13 ‰ (12 h) e $7\% \text{ h}^{-1}$ para 1 ‰ (48 h). O decréscimo foi obtido utilizando-se um sistema com entrada de um fluxo constante de água doce decolorizada (132 mL min^{-1} , 122 mL min^{-1} , e 117 mL min^{-1} , para 25, 13 e 1 ‰, respectivamente), e uma saída do tipo “ladrão” que mantinha o volume do tanque constante. Para o aumento da salinidade para 37 ‰ foi adicionado Cloreto de Sódio PA, com base em um aumento de 2 ‰ por hora.

Depois de obtida a salinidade desejada, os animais foram mantidos por pelo menos 2 dias nas condições combinadas antes de serem submetidos ao procedimento para medir o consumo de oxigênio. Somente animais com a carapaça rígida foram selecionados para serem utilizados na avaliação do consumo de oxigênio. Os animais foram submetidos a jejum de 24 h para reduzir a demanda de oxigênio associada ao processo digestivo (Spanopoulos-Hernández et al., 2005), antes da medida respiratória.

2.4 Sistema de Respirometria

O sistema utilizado foi do tipo semi-aberto, ou seja, com uma entrada de água constante durante o período de aclimação do animal ao sistema de respirometria, e fechado, sem entrada de água, durante o período de leituras dos valores de oxigênio dissolvido (Fig. 1).

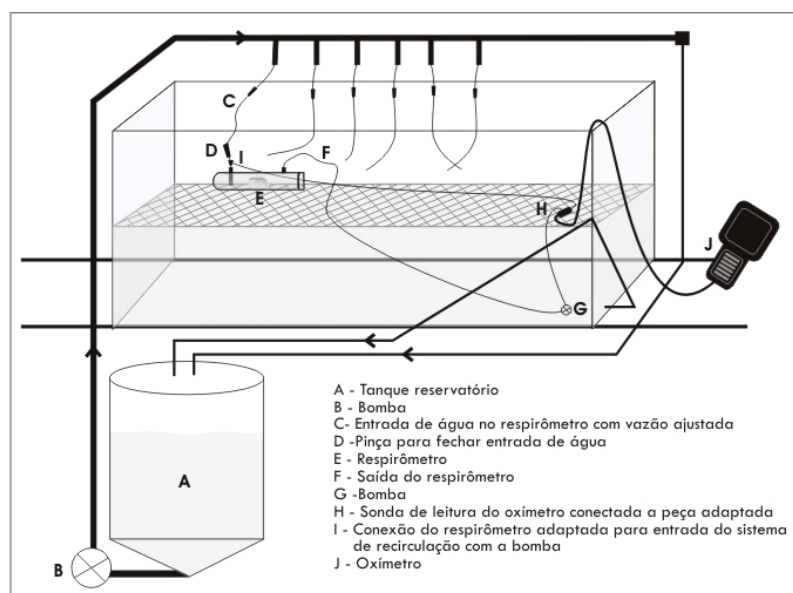


Fig. 1. Esquema do sistema de respirometria.

Foram utilizados três tamanhos de respirômetros, que consistiam de recipientes plásticos de volume em torno de 50, 270 e 530 mL, para serem utilizados respectivamente para os grupos pequeno, médio e grande. Todos os respirômetros foram calibrados volumetricamente e numerados.

Cada respirômetro possuía uma entrada adaptada para uma segunda conexão e uma saída de água, onde um fluxo de água constante era mantido durante a aclimação proporcional ao volume do respirômetro. As vazões utilizadas foram de 100, 270, e 530 mL min⁻¹.

Os respirômetros ficavam semi-submersos na água do sistema de respirometria, na salinidade e temperatura do teste, para garantir a manutenção da temperatura durante o período de leituras.

A água utilizada durante os testes era mantida em um reservatório logo abaixo da caixa que continha os respirômetros, onde um sistema de bombeamento fazia com que a água recirculasse dentro de cada respirômetro e dentro da caixa, mantendo assim as características físicas e químicas desejadas (temperatura, salinidade e oxigênio dissolvido).

Após o tempo de aclimação determinado, a saída do respirômetro era conectada a um sistema com uma bomba, ajustada para a mesma vazão encontrada na entrada do respirômetro. A água de saída era succionada e forçada a passar por uma peça conectada a um medidor de oxigênio modelo YSI 55, calibrado para cada salinidade. Após passar pela peça, a água retornava para o respirômetro através de uma conexão da saída do sistema com a bomba, com a entrada adaptada do respirômetro. A entrada de água no respirômetro, utilizada para aclimatar os animais e manter a concentração de oxigênio em níveis altos, era então fechada e somente o volume de água do respirômetro e do sistema acoplado à bomba (35 mL) circulava pelo sistema.

As leituras iniciavam-se 1 min após ligar a bomba, para garantir a estabilização dos valores iniciais e seguiam em intervalos de 1/2 min até os três primeiros minutos e sucediam-se de 1 em 1 min até o final da leitura. Como critério de tempo de leitura foi estabelecido que o tempo final seria aquele em que o valor de oxigênio dissolvido chegasse a 70% de saturação (Martinez-Palacios et al., 1996), para evitar a influência da tensão de oxigênio sobre o consumo, ou no tempo máximo de 15 minutos para cada respirômetro.

Para cada dois respirômetros foi utilizada uma unidade controle idêntica, exceto pela ausência do animal, para detectar o decréscimo durante o tempo de leitura que fosse devido ao sistema e não ao consumo animal. O tempo de leitura no respirômetro durava o mesmo que a unidade animal correspondente.

Após finalização da leitura o animal era pesado em balança de precisão 0,01 g e seu volume obtido em provetas de 50 ou 100 mL.

2.5 Teste para aclimação do animal no respirômetro

Para determinar o tempo necessário para estabilização do consumo de oxigênio animal após este ser inserido dentro do respirômetro, foi verificado o consumo em tempo zero (imediatamente ao ser colocado), após 1, 2, 3, e 4 h de permanência no respirômetro, para os três tamanhos experimentais. Foram utilizados 4 animais para cada grupo de tamanho, com peso médio e desvio

padrão de 1.68 ± 0.37 g, 7.45 ± 0.59 g, e 11.64 ± 0.40 g. Este experimento foi realizado em temperatura de 27°C e 32 ‰ de salinidade.

2.6 Cálculo do Consumo de oxigênio

Foram utilizados ao total 306 juvenis de *L. vannamei* para os três grupos de tamanhos, com pesos médios e desvios padrões de 11.88 ± 0.88 g, 6.17 ± 0.77 g, e 2.27 ± 0.57 g.

O consumo total de oxigênio por animal foi obtido através da seguinte equação:

$$\text{VO}_2 = \frac{(\text{Consumo de O}_2 \text{ animal} * \text{volume total}) - (\text{Consumo de O}_2 \text{ controle} * \text{volume total})}{1000 * \text{Tempo de leitura}} \quad (1)$$

Onde:

VO_2 = Consumo de oxigênio animal (mg h^{-1})

Consumo de O_2 = Valor final – Valor inicial de leitura no oxímetro (mg L^{-1}).

Volume total = (Volume do respirômetro + volume do sistema de leitura) - volume animal (mL).

Tempo de leitura = Tempo de leitura dos valores de oxigênio para cada unidade (h).

2.7 Cálculo do coeficiente termal

O coeficiente termal foi obtido para cada combinação experimental através da fórmula (Shmidt-Nielsen, 1999):

$$Q_{10} = (R_2/R_1)^{10/T_2-T_1} \quad (2)$$

Onde: R_1 e R_2 são as taxas metabólicas (consumo de oxigênio específico) às temperaturas T_1 e T_2 , respectivamente.

2.8 Análise estatística

Os dados para o teste de aclimação no respirômetro foram submetidos a ANOVA ($P < 0.05$) seguido do teste de comparação múltipla de Tuckey ($P < 0.05$).

Para os dados de consumo de oxigênio nas condições experimentais combinadas foram obtidas regressões para consumo total individual e derivadas destas, equações de regressões para o consumo de oxigênio específico (consumo de oxigênio por unidade de massa).

As regressões de consumo individual foram comparadas por ANCOVA ($P < 0.05$) e seguidas do teste de comparação múltipla de Tuckey ($P < 0.05$) (Zar, 1996).

O efeito da temperatura, da salinidade, do tamanho e da interação dos fatores sobre o consumo de oxigênio específico foi avaliado através da análise de variância multifatorial ($P < 0.05$), assim como o efeito da temperatura e salinidade sobre o consumo de oxigênio específico em cada grupo de tamanho, seguido do teste de comparação múltipla de Tuckey ($P < 0.05$).

As análises foram realizadas utilizando os programas STATISTICA 6.0 e Excel 2003.

3. Resultados

3.1 Sistema de Respirometria

O comportamento dos valores de oxigênio dissolvido foi influenciado pela vazão utilizada no sistema. Como a sonda de leitura exige uma agitação constante da água sobre a membrana, conforme orientação do fabricante, quanto maior a vazão mais próximos seriam os valores daqueles medidos na maneira usual. Contudo a diferença entre o valor inicial e final, utilizadas para o cálculo do consumo de oxigênio, absorveria este erro e o resultado seria adequado. Por conta deste resultado, no respirômetro de menor tamanho a vazão teve de ser quase duas vezes maior em relação ao volume do respirômetro. A Figura 2 mostra o comportamento dos valores de oxigênio no respirômetro de 50 mL em diferentes vazões.

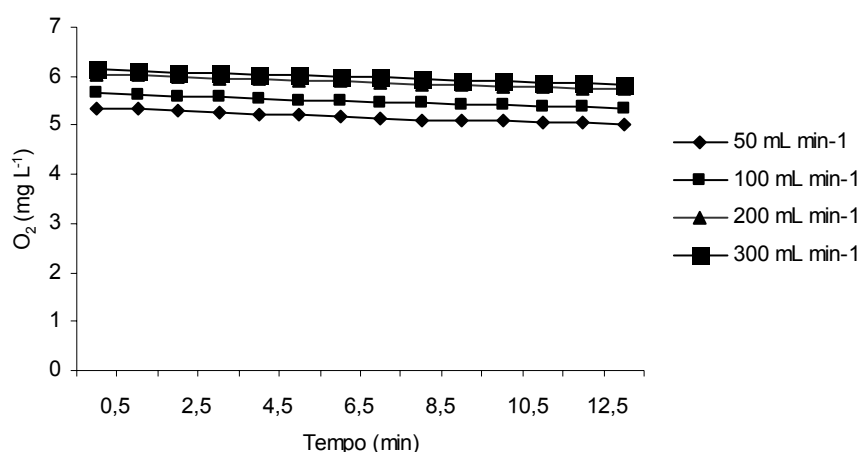


Fig. 2. Variação do oxigênio dissolvido em diferentes vazões no respirômetro de 50 mL.

Quanto ao comportamento da unidade controle, os valores apresentaram-se estáveis durante o período de leitura, com um pequeno decréscimo obtido entre o início e final (Fig. 3).

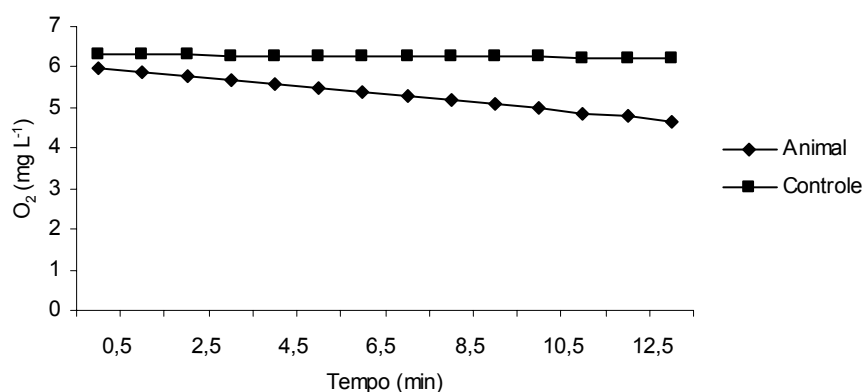


Fig. 3. Variação do oxigênio dissolvido durante o tempo de leitura na unidade controle e na unidade com o animal.

3.2 Teste de aclimação no respirômetro

O teste estatístico evidenciou que após 1 hora de permanência no respirômetro o consumo de oxigênio estabilizava-se para os três grupos de tamanhos (Tabela 1). Como critério de procedimento adotou-se o tempo de 2 h como o de aclimação, antes de se dar início às leituras. O comportamento da taxa de consumo de oxigênio ao longo das horas foi semelhante para os três grupos de tamanhos, seguindo o modelo apresentado na Figura 4.

Tabela 1

Média do consumo de oxigênio por animal nos diferentes tempos de permanência no respirômetro.

Hora	Consumo O ₂ (mg h ⁻¹)				
	0	1	2	3	4
Grupo pequeno					
Média	1.17 ^a	0.62 ^b	0.66 ^b	0.52 ^b	0.66 ^b
Desvio Padrão	0.29	0.19	0.35	0.10	0.40
Grupo médio					
Média	5.18 ^a	2.85 ^b	2.27 ^b	2.49 ^b	2.17 ^b
Desvio Padrão	0.22	0.59	0.48	0.53	0.48
Grupo grande					
Média	7.11 ^a	4.07 ^b	3.43 ^b	3.36 ^b	3.25 ^b
Desvio Padrão	0.60	0.67	0.71	1.04	0.59

Letras diferentes entre as médias de consumo de oxigênio para cada grupo de tamanho indicam diferenças significativas entre as horas ($P < 0.05$).

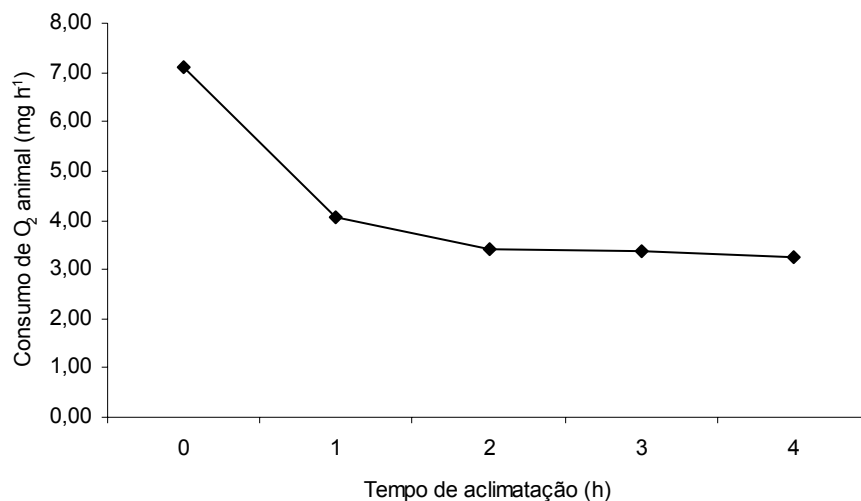


Fig. 4. Consumo de oxigênio por animal durante o teste de aclimação para o grupo de animais grandes.

3.3 Efeito da temperatura e da salinidade sobre a taxa de consumo de oxigênio

As regressões de tipo potencial que representam o consumo de oxigênio nas diferentes condições para o consumo individual e consumo por peso específico, encontram-se na Tabela 2.

Tabela 2

Equações de regressões obtidas para o consumo de oxigênio por animal e consumo específico nas diferentes combinações de temperatura e salinidade.

Temperatura (°C)	Salinidade (‰)	N	Taxa de consumo Individual (mg O ₂ animal ⁻¹ h ⁻¹)	R ²	Taxa de consumo específico (mg O ₂ g ⁻¹ h ⁻¹)
30	37	29	0.4172W ^{0.887}	0.86	0.4172W ^{-0.113}
30	25	29	0.3343W ^{0.9835}	0.89	0.3343W ^{-0.0165}
30	13	27	0.3112W ^{1.0223}	0.92	0.3112W ^{0.0223}
30	1	24	0.3011W ^{1.1492}	0.96	0.3011W ^{0.1492}
25	37	29	0.4407W ^{0.6229}	0.67	0.4407W ^{-0.3771}
25	25	28	0.2358W ^{1.0248}	0.77	0.2358W ^{0.0248}
25	13	25	0.2422W ^{1.0192}	0.80	0.2422W ^{0.0192}
25	1	19	0.2049W ^{1.0952}	0.80	0.2049W ^{0.0952}
20	37	29	0.0934W ^{1.3153}	0.87	0.0934W ^{0.3153}
20	25	26	0.1145W ^{1.216}	0.91	0.1145W ^{0.216}
20	13	27	0.1615W ^{1.1378}	0.91	0.1615W ^{0.1378}
20	1	14	0.1907W ^{0.9388}	0.90	0.1907W ^{-0.0612}

W = peso úmido (g).

O teste de ANCOVA utilizado para comparar as equações para consumo individual evidenciou que as inclinações eram significativamente diferentes ($P < 0.05$), ou seja, a taxa de variação de consumo de oxigênio animal por unidade de tamanho animal era influenciada pelos tratamentos, sendo seguido do teste de comparação múltipla de Tuckey (Tabela 3).

Tabela 3

ANCOVA e teste de comparação múltipla entre as regressões para consumo de oxigênio animal.

Inclinações (b)	Comparação Múltipla			
F	30-37 ^{a,b}	30-25 ^{a,b,c}	30-13 ^{a,b}	30-1 ^b
3.91 (P < 0.05)	25-37 ^{c,d,e}	25-25 ^{a,b,d}	25-13 ^{a,b,d}	25-1 ^{a,b,d}
	20-37 ^{a,d}	20-25 ^{a,b,d}	20-13 ^{a,b,d}	20-1 ^{d,e}

Letras diferentes denotam diferenças estatísticas entre as combinações de Temperatura-Salinidade ($P < 0.05$).

A análise multifatorial de variância demonstra que a taxa de consumo de oxigênio específico é influenciada pela temperatura, salinidade, peso animal, e pela interação dos fatores (Tabela 4).

Tabela 4

ANOVA multifatorial para a resposta do consumo de oxigênio específico nas diferentes combinações experimentais.

Fonte	GL	SQ	MS	F calculado	P
Temperatura	2	1.3487	0.6744	10603.6	***
Salinidade	3	0.0161	0.0054	84.6	***
Peso	2	0.0033	0.0017	26	***
Interação	12	0.1205	0.0100	157.9	***
Erro	270	0.0172	0.001		

*** ($P < 0.001$).

A Figura 5 apresenta o comportamento do consumo de oxigênio específico sob efeito da interação dos fatores temperatura, salinidade e peso corporal.

Para temperaturas de 25 e 30°C foi observado uma tendência mais estável de consumo de oxigênio para salinidades de 13 e 25 ‰ em todos tamanhos de camarões analisados. O consumo de oxigênio em salinidade de 1 ‰ foi maior nos animais maiores que nos pequenos, principalmente na temperatura de 30°C, sendo que em 25°C este efeito foi praticamente atenuado. O inverso foi observado no grupo pequeno, onde o maior consumo de oxigênio nestas temperaturas foi em 37 ‰.

Em temperatura de 20°C houve um comportamento diferente em relação ao consumo de oxigênio específico em diferentes salinidades para os três tamanhos avaliados, quando comparado a 25 e 30°C. Em 20°C houve maior consumo de oxigênio abaixo de 25 ‰, com exceção na salinidade de 1 ‰ nos dois grupos maiores.

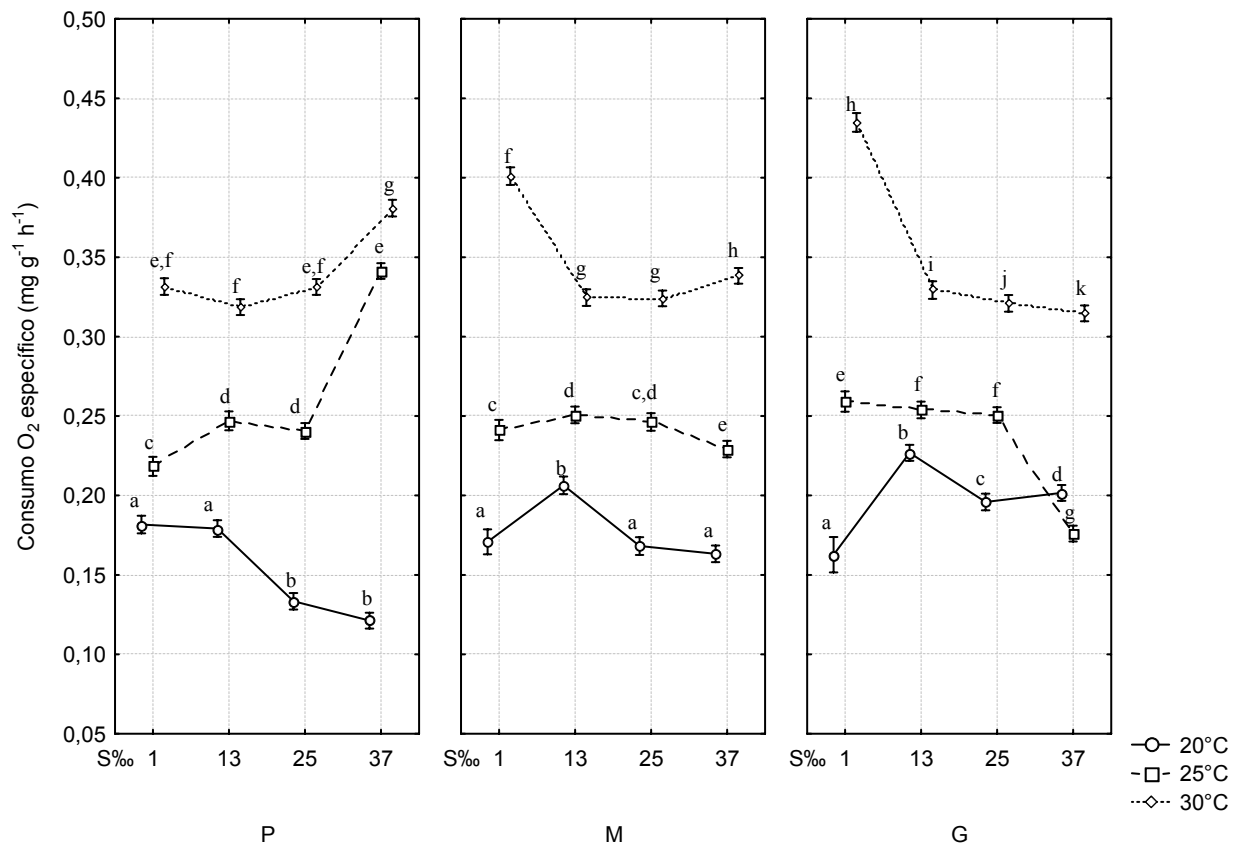


Figura 5. Efeito das interações da temperatura, salinidade e peso animal sobre a taxa de consumo de oxigênio específico.

Letras diferentes significam diferenças estatísticas entre as combinações de temperatura e salinidade sobre o consumo de oxigênio, dentro de cada grupo de tamanho ($P < 0.05$). P = pequeno; M = médio; G = Grande.

Os coeficientes termais para o intervalo de temperatura analisado nesta pesquisa (20-30°C) evidenciam uma maior sensibilidade em salinidade de 37 ‰ para o grupo de animais pequeno, sendo que nos grupos médio e grande a sensibilidade maior foi em salinidade de 1 ‰ (Tabela 5).

Tabela 5

Coeficientes termais para os três grupos de tamanhos em cada salinidade analisada. P = pequeno; M = médio; G = Grande.

Temperatura (20-30°C)	Salinidade (‰)			
	37	25	13	1
P	3.14	2.48	1.78	1.82
M	2.07	1.93	1.57	2.35
G	1.56	1.64	1.45	2.67

Com base na influência do tamanho animal no consumo de oxigênio específico foram obtidas equações que fornecem o consumo de oxigênio específico para cada grupo de tamanho, em função da temperatura, salinidade, e peso animal (Tabela 6).

Tabela 6

Equações de regressões obtidas para cálculo do consumo de oxigênio específico ($\text{mg O}_2 \text{g}^{-1} \text{h}^{-1}$) para os intervalos de condições avaliados neste trabalho. P = pequeno; M = médio; G = Grande.

Tamanho	Regressão	R ²	R ² ajustado
P	$-0.2168 + 0.0188*T + 0.0008*S - 0.0080*W$	0.8272	0.8222
M	$-0.1717 + 0.0162*T - 0.0009*S - 0.064*W$	0.9245	0.9221
G	$-0.0281 + 0.0135*T - 0.0019*S - 0.0007*W$	0.7749	0.7679

Onde: T= temperatura (°C); S= salinidade (‰); e W= peso úmido (g)

4. Discussão

O tempo de aclimação necessário para que a taxa de consumo de oxigênio se estabilize, após o animal ter sido inserido no respirômetro, tem sido avaliado através do acompanhamento do consumo ao longo das horas, sendo reportados tempo de aclimação de 2 h para *Litopenaeus stylirostris* (Spanopoulos-Hernández et al., 2005) e de 4 h para *Litopenaeus vannamei* (Martinez-Palacios et al. 1996). Outro critério utilizado é o tempo necessário para que o animal se mantenha calmo dentro do respirômetro, tendo sido utilizado o tempo de 2 h para *Fenneropenaeus chinensis* (Tian et al., 2004) e *L. vannamei* (Comoglio et al., 2004). O resultado encontrado neste trabalho demonstra que o tempo de 1 h seria suficiente para que a taxa de consumo de oxigênio fosse estabilizada. Contudo, adotou-se o tempo de 2 h como critério para garantir uma completa aclimação. Este resultado pode estar refletindo o alto grau de aclimação às condições de laboratório do plantel utilizado no experimento, no qual os animais aceitam muito bem o manuseio e confinamento. Tal fato pode ser evidenciado comparando-se o tempo necessário quando os animais são oriundos do ambiente natural como em *Macrobrachium acanthurus* (Gasca-Leyva et al., 1991), cujo tempo necessário para que o consumo de oxigênio se estabiliza-se foi de 15 h e para *Marsupenaeus japonicus*, onde Setiarto et al. (2004) relatam 12 h como tempo de aclimação.

Como pôde ser observado através do coeficiente angular das regressões de consumo específico, o consumo de oxigênio por unidade de massa não apresentou uma tendência clara em função do peso animal nas diferentes combinações de temperatura e salinidade avaliadas neste trabalho. A relação inversa entre a taxa metabólica e massa corporal aplica-se dentro das espécies bem como entre as espécies, tendo sido relatada em trabalhos com crustáceos como em *M.*

acanthurus (Gasca-Leyva et al., 1991), *L. vannamei* (Martinez-Palacios et al., 1996) e em *L. stylirostris* (Spanopoulos-Hernández et al., 2005). Contudo, segundo Randall et al. (1997), esta relação é frequentemente difícil de se mostrar dentro de uma mesma espécie, na qual a variação geral da massa corporal pode ser bem pequena comparada a que existe entre as espécies e outros fatores podem exercer efeitos sobrepostos. Esta relação não foi observada em todos os tratamentos, evidenciando o efeito dos fatores abióticos da salinidade e da temperatura no consumo de oxigênio, bem como da interação, além de fatores endógenos, como o peso animal, influenciando na resposta respiratória nas diferentes combinações experimentais. Esta relação também não foi observada por Yagi et al. (1990) em trabalho com larvas de *Palaemon serratus*.

Vários trabalhos têm relatado o efeito diretamente proporcional da temperatura sobre a taxa de consumo de oxigênio em crustáceos de diferentes estágios de desenvolvimento, como em *Penaeus monodon* (Salvato et al., 2001), *P. serratus* (Yagi et al., 1990; Salvato et al., 2001), *M. acanthurus* (Gasca e Leyva et al., 1991), *L. vannamei* (Villarreal et al., 1994; Martinez-Palacios et al., 1996), *L. stylirostris* (Spanopoulos-Hernández et al., 2005) e *F. chinensis* (Tian et al., 2004).

O efeito da salinidade sobre o consumo de oxigênio não segue um modelo previsto para a resposta animal, e ainda a interação da temperatura com a salinidade não afetam de maneira predita o consumo de oxigênio em uma determinada espécie (Vernberg, 1983). Trabalhos reportando pouco ou nenhum efeito da salinidade sobre o consumo de oxigênio tem sido relatados em *P. monodon* e *P. serratus* (Salvato et al., 2001), *Penaeus setiferus* (Rosas et al., 1999), *Farfantepenaeus paulensis* (Lemos et al., 2001); outros com influência direta da salinidade sobre consumo de oxigênio, *Farfantepenaeus californiensis* (Villarreal et al., 2003), *L. stylirostris* (Spanopoulos-Hernández et al., 2005), *L. vannamei* (Villarreal et al., 1994), *P. serratus* (Yagi et al., 1990), *M. acanthurus* (Gasca e Leyva et al., 1991), *M. japonicus* (Setiarto et al., 2004), ou ainda reportando o efeito da interação dos fatores temperatura e salinidade sobre o consumo de oxigênio, verificado em *P. serratus* (Yagi et al., 1990), *M. acanthurus* (Gasca e Leyva et al., 1991), *L. vannamei* (Villarreal et al., 1994), *L. stylirostris* (Spanopoulos-Hernández et al., 2005).

Neste experimento nas temperaturas de 25 e 30°C o consumo de oxigênio apresentou-se mais estável para salinidades de 13 e 25 ‰ em todos tamanhos analisados, sendo esta última próxima ao ponto isomótico de *L. vannamei* relatado por Castille e Lawrence (1981): 24.7 ‰ (718 mOs Kg⁻¹). O comportamento do consumo de oxigênio em salinidade de 1 ‰ demonstrou que os animais menores poderiam estar melhores capacitados para osmorregulação nesta condição quando comparados aos grupos de tamanhos maiores, já o contrário foi observado para salinidade 37 ‰, onde o consumo de oxigênio foi maior. Este comportamento foi inverso nos dois tamanhos maiores, onde o consumo foi maior em 1 ‰ na temperatura de 30°C, sendo que em 25°C este efeito foi praticamente atenuado. Deve ser levado em conta o fato de que animais menores são considerados melhores osmorreguladores que animais maiores (Vargas-Albores e Ochoa, 1992; Lemaire et al., 2002). Este fato pode ocorrer devido a razão superfície-volume branquial ser maior em animais menores que em animais de maior tamanho, ou seja, a relação entre conteúdo de água e área da superfície branquial é maior, facilitando assim as trocas de íons (Randall et al., 1997). Villarreal et al. (1994) sugerem, contudo, que existiria uma possível perda da capacidade osmorregulatória em

salinidade de 35 ‰ em temperaturas de 28 e 32°C, com maior consumo de oxigênio em pós-larvas de *L. vannamei* nestas condições. Lemos et al. (2001) também relatam que pós-larvas de *F. paulensis* teriam um crescimento menor, assim como um conteúdo de proteínas menor em 34 ‰ em temperatura de 26°C. Efeito parecido foi observado no grupo de animais menores deste trabalho, sugerindo que estes sofreriam um estresse osmótico maior em águas hiperosmóticas (37 ‰), um gradiente de 12 ‰ acima do ponto isosmótico com maior consumo de oxigênio, ao passo que em animais maiores este estresse seria observado em meio hiposmótico extremo (1 ‰), um gradiente 24 ‰ abaixo do ponto isosmótico, conforme foi confirmado pelos coeficientes termais determinados, onde se vê claramente uma maior sensibilidade dos animais pequenos em salinidades de 37 ‰, assim como dos animais maiores em salinidades de 1 ‰.

A capacidade osmorregulatória em baixas salinidades pode variar entre espécies eurialinas, conforme observado por Castille e Lawrence (1981), que constataram que juvenis de *Penaeus aztecus* e *Penaeus duorarum* são melhores hiperosmorreguladores que *Penaeus setiferus*, *L. stylirostris* e *L. vannamei*; contudo, não foram encontradas diferenças na capacidade hiposmorregulatória. Ainda, segundo Mantel e Farmer (1983), espera-se um aumento no consumo de oxigênio em animais osmorreguladores em meio hiposmótico, onde devido a diferenças de pressão osmótica o animal tende a ganhar água e perder sais, exigindo maior gasto metabólico devido ao transporte ativo de sais contra gradiente de concentração. Parte deste aumento no consumo de oxigênio seria devido ao aumento na atividade das enzimas ATP-ase, envolvidas nos transporte de cátions. Evidências do aumento do custo metabólico envolvidos em osmorregulação foram observadas em pós-larvas de *L. vannamei* submetidas a um meio diluído, onde foi observado aumento de atividade da enzima Na^+/K^+ -ATPase, responsável pelo transporte ativo de Na^+ para hemolinfa (Palácios et al., 2004). Lin et al. (2000) também relatam o aumento na produção de urina pela glândula antenal para regulação do volume corporal quando *Penaeus monodon* é submetido a baixa salinidade. Outro fator importante observado em crustáceos submetidos a baixas salinidades, e indicativo do aumento da taxa metabólica, é o aumento na taxa de excreção de amônia devido a maior utilização das proteínas como substrato (Rosas et al., 1999; Lemos et al., 2001; Setiarto et al., 2004). O catabolismo das proteínas é utilizado como estratégia para obter energia para mecanismos da osmorregulação e ainda para a manutenção da pressão osmótica com a participação de aminoácidos, uma vez que a utilização de íons orgânicos poderia interferir na atividade de algumas enzimas, comprometendo o metabolismo celular (Schmidt-Nielsen, 1999).

O comportamento diferenciado do consumo de oxigênio específico em 20°C também foi observado por Martinez-Palacios et al. (1996) em *L. vannamei*, onde as curvas para esta temperatura não atendiam ao modelo esperado. Esta temperatura está próxima ao limite natural encontrado, e estes resultados podem representar alguma resposta metabólica ou perturbação osmótica em temperaturas relativamente baixas. Segundo Tian et al. (2004), a habilidade para os camarões se adaptarem a baixas temperaturas não é tão eficaz quanto a temperaturas altas. A temperatura atua nos mecanismos de transporte de íons implicados na osmorregulação, onde temperaturas relativamente altas proporcionam melhor capacidade osmorregulatória do que temperaturas relativamente baixas, sendo que espécies eurialinas resistem melhor ao estresse hiposmótico em

altas temperaturas (Gilles e Pequeux, 1983). Neste experimento em 20°C o consumo de oxigênio em meio hiposmótico foi maior, sugerindo haver um maior gasto metabólico envolvido na hiperosmorregulação. Lemaire et al. (2002), demonstram claramente o efeito da temperatura sobre a capacidade osmorregulatória em *L. stylirostris*. Baixas temperaturas comprometem a capacidade hipo e hiperosmorregulatória, afetando de maneira maior esta última. Mugnier e Soyeux (2005) relatam que para juvenis de *Litopenaeus stylirostris* a diminuição da temperatura de 28 para 22°C não afeta a capacidade hiposmorregulatória em salinidade de 36 ‰, contribuindo para a idéia de que o maior comprometimento da capacidade osmorregulatória em baixa temperatura seria em meios hiposmóticos. O extremo comprometimento da capacidade hiperosmorregulatória devido a baixa temperatura pôde ser observado nos grupos maiores em 1 ‰, refletindo em uma queda no consumo de oxigênio. O baixo consumo de oxigênio encontrado nestas condições poderia estar refletindo uma disfunção fisiológica, com depressão metabólica às condições extremas, uma vez que foram observadas grandes mortalidades, animais mais letárgicos e diminuição da ingestão de comida durante o período experimental. Gilles e Pequeux (1983) relatam que um fator estressante é mais bem suportado do que dois simultaneamente, como neste caso a temperatura e a salinidade extremas. Tal fato poderia ter sido minimizado com uma aclimação mais lenta para salinidade de 1 ‰ para temperatura de 20°C, uma vez que a temperatura pode interferir no resultado de sobrevivência final (Tsuzuki e Cavalli, 2000). O maior tempo de aclimação também poderia trazer melhor resultado de sobrevivência (McGraw e Scarpa, 2004), principalmente quando considerado a aclimação de juvenis para águas de baixa salinidade, sabendo-se que *L. vannamei* tem sua capacidade osmorregulatória ótima em estágio de pós-larva 15 a 20 (McGraw et al., 2002).

As diferenças encontradas nas taxas de consumo de oxigênio em diferentes salinidades podem estar refletindo alterações fisiológicas, incluindo não somente mecanismos de osmorregulação, como também alterações na alimentação, reprodução e locomoção (Vernberg, 1983). Portanto, as alterações no consumo de oxigênio não refletem diretamente os gastos energéticos com mecanismos de osmorregulação, sendo que a energia gasta para osmorregulação deveria ser devidamente quantificada a partir de considerações termodinâmicas (Shmidt-Nielsen, 1999).

A temperatura e a salinidade têm sido reconhecidas como os principais fatores físicos que influenciam os organismos aquáticos e seus efeitos podem ser observados em parâmetros importantes zootecnicamente como na sobrevivência, crescimento, e período de intermuda em *Penaeus chinensis* (Chen et al., 1996), no peso e conteúdo de proteína (Lemos et al., 2001), crescimento e sobrevivência (Tsuzuki et al., 2003) em pós-larvas de *Farfantepenaeus paulensis*; e no peso final, taxa de crescimento e mortalidade em *Farfantepenaeus californiensis* (Villarreal et al., 2003). Para *L. vannamei* os melhores resultados de crescimento e sobrevivência foram observados em temperatura de 28-30°C e salinidades de 33-40 ‰ (Ponce-Palafox et al., 1997). Li et al. (2007) relatam que em salinidade de 3 ‰ o consumo de oxigênio é maior em juvenis de *L. vannamei* (0.69g), junto com uma menor sobrevivência, maior susceptibilidade a toxicidade da amônia e menor crescimento quando comparado à salinidade de 17 ‰. A temperatura, salinidade e peso corporal, ainda, são relatados como fatores que influenciam nos níveis de oxigênio letal suportados por *L.*

vannamei, sendo que os menores níveis são suportados em 9.17 g, 22°C, e 16.6 ‰ (Zhang et al., 2006) em intervalos de 3 a 15 g, 14.5 a 35°C e 9 a 40 ‰.

Como pode ser observado, apesar da capacidade de *L. vannamei* em se adaptar a uma grande faixa de temperatura e salinidade, estes fatores são determinantes para os resultados de desempenho zootécnico em sistemas de cultivo. Ponce-Palafox et al. (1997) relatam que dentro da faixa de temperatura ótima a tolerância à salinidade é grande e o crescimento não é afetado. Portanto, em condições onde estes parâmetros não podem ser devidamente controlados, considerações a respeito das necessidades fisiológicas dos animais devem ser feitas para cada condição encontrada.

5. Conclusões

Considerando os intervalos de temperatura, salinidade e tamanho avaliados neste experimento, pode-se concluir que as condições mais adequadas para o conforto animal de juvenis de *Litopenaeus vannamei* em temperaturas de 25 e 30°C seriam de salinidade de 13 e 25 ‰, sendo aconselhável evitar-se os extremos, ao passo que em temperaturas abaixo de 20°C o ideal seriam salinidades acima de 25 ‰.

As equações de regressões obtidas neste trabalho, para cada grupo de tamanho, podem ajudar a calcular a taxa de consumo de oxigênio para os intervalos de temperaturas de 20 a 30°C, salinidades de 1 a 37 ‰, onde sugere-se a utilização das regressões de acordo com o tamanho animal, sendo que podem ser considerados como grupo pequeno de 1 a 5 g, médio de 5 a 10 g e grande de 11 a 15 g. Os valores encontrados podem servir de base para cálculos de capacidade suporte dos ambientes de cultivo bem como para cálculos mais apurados acerca da necessidade de aeração mecânica em sistemas de produção de *Litopenaeus vannamei*.

Agradecimentos

Gostaríamos de agradecer à empresa Bernauer Aquicultura Ltda, por ter cedido equipamentos necessários para realização deste trabalho, bem como ao Sr. Paulo Manso, que também contribuiu com o empréstimo de equipamentos que viabilizaram este estudo. Agradecemos, ainda, à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), do Ministério da Educação, pela bolsa de estudos concedida ao primeiro autor.

6. Referências

- Boyd, C. E. 1989. Aeration of shrimp ponds. In: Proceeding of the Southeast Asia Shrimp Farm Management Workshop. Singapore. Dean Akiyama, pp. 134-140.
- Boyd, C. E. 1990. Water quality in ponds for aquaculture. Alabama: Auburn University, Alabama. Birmingham Publishing CO. p. 482.
- Boyd, C. E.; Tucker, C. S. 1998 Pond aquaculture water quality management. Massachusetts. Kluwer Academic Publishers. p. 700.

Boyd, C. E.; Watteu, B. 1989. Aeration systems in aquaculture. *Rev. Aquat. Sci.* 1 (3), 425-472.

Castille Jr., F. L.; Lawrence, A. L. 1981. The effect of salinity on the osmotic, sodium and chloride concentrations in the hemolymph of euryhaline shrimp of the genus *Penaeus*. *Comp. Biochem. Physiol* 68A, 75-80.

Cech, J.J. Respirometry. 1990 In: Schreck, C. B. and Moyle, P.B. (Eds.), *Methods for Fish Biology*. Maryland. American Fisheries Society, pp. 335-362.

Chen, JC.; Lin, JN.; Chen, CT.; Lin, MN. 1996. Survival, growth and intermolt period of juvenile *Penaeus chinensis* (Osbeck) reared at different combinations of salinity and temperature. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 204, 169-178.

Comoglio, L. I.; Gaxiola, G.; Roque, A.; Cuzon, G.; Amin, O. 2004 The effect of starvation on refeeding, digestive enzyme activity, oxygen consumption, and ammonia excretion in juvenile white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Journal of Shellfish Research* 23 (1), 243-249.

Fast, A. W.; Boyd, C. E. 1992. Water circulation, aeration and other management practices. In: Fast, A. W. and Lester, L. J. (Eds.), *Marine Shrimp Culture: Principles and Practices*. Elsevier Science Publishers, Amsterdam, pp. 457-495.

Fast, A. W.; Lannam, J.E. 1992. Pond dynamic processes. In: Fast, A. W. and Lester, L. J. (Eds.), *Marine Shrimp Culture: Principles and Practices*. Elsevier Science Publishers, Amsterdam, pp. 431-456.

Gasca-Leyva, J.F.E.; Martinez-Palacios, C.A.; Ross, L.G. 1991. The respiratory requirements of *Macrobrachium acanthurus* (Weigman) at different temperatures and salinities. *Aquaculture* 93, 191-197.

Gilles, R.; Pequeux, A. 1983. Interactions of chemical and osmotic regulation with the environment. In: Vernberg, F.J; and Vernberg, W. B. (Eds.), *The Biology of Crustacea – Environmental Adaptations*. New York. Academic Press, (8) pp. 109-177.

Jiang LX.; Pan, LQ.; Fang-Bo. 2005. Effect of dissolved oxygen on immune parameters of the white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Fish and Shellfish immunology* 18 (2), 185-188.

Lemaire, P.; Bernard, E.; Martinez-Paz, J. A.; Chim, L. 2002. Combined effect of temperature and salinity on osmoregulation of juvenile and subadult *Penaeus stylirostris*. *Aquaculture* 209, 307-317.

Lemos, D.; Phan, V.N.; Alvarez, G. 2001. Growth, oxygen consumption, ammonia-N excretion, biochemical composition and energy content of *Farfantepenaeus paulensis* Pérez-Farfante (Crustacea, Decapoda, Penaeidae) early postlarvae in different salinities. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 261, 55-74.

Li, E.; Chen, L.; Zeng, C.; Chen, X.; Yu, N.; Lai, Q.; Qin, J. G. 2007. Growth, body composition, respiration and ambient ammonia nitrogen tolerance of the juvenile white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, at different salinities. *Aquaculture* 265, 385-390.

Lin, SC.; Lou, CH.; Cheng, JH. 2000. The role of antennal glands in ion and body volume regulation of cannulated *Penaeus monodon* reared in various salinity conditions. *Comp. Biochem. Physiol. Part A* 127, 121-129.

McGraw, W. J.; Davis, D. A.; Teichert-Coddington, D.; Rouse, D. B. 2002. Acclimation of *Litopenaeus vannamei* postlarvae to low salinity: Influence of age, salinity endpoint, and rate of salinity reduction. *Journal of the World Aquaculture Society* 33 (1), 78-84.

McGraw, W. J.; Scarpa, J. 2004. Mortality of freshwater-acclimated *Litopenaeus vannamei* associated with acclimation rate, habituation period, and ionic challenge. *Aquaculture* 236, 285-296.

- Mantel, L. H.; Farmer, L. L. 1983. Osmotic and ionic regulation. In: Mantel, L. H. (Ed), The Biology of Crustacea – Internal Anatomy and Physiological Regulation. New York. Academic Press (5), pp. 53-161.
- Martinez-Palacios, C. A.; Ross, L. G.; Valenzuela, L. J. 1996. The effects of temperature and body weight on the oxygen consumption of *Penaeus vannamei*, Boone, 1931. J. Aqua. Trop. 11, 59-65.
- Mugnier, C.; Soyeux, C. 2005. Response of blue shrimp *Litopenaeus stylirostris* to temperature decrease and hypoxia in relation to molt stage. Aquaculture 244, 315-322.
- Palacios, E.; Bonilla, A.; Luna, D.; Racotta, I. S. 2004. Survival, Na⁺/K⁺-ATPase and lipid responses to salinity challenge in fed and starved white pacific shrimp (*Litopenaeus vannamei*) postlarvae. Aquaculture 234, 497-511.
- Ponce-Palafox, J.; Martinez-Palacios, C. A.; Ross, L. G. 1997. The effects of salinity and temperature on the growth and survival rates of juvenile white shrimp, *Penaeus vannamei*, Boone, 1931. Aquaculture 157, 107-115.
- Randall, D.; Burggren, W.; French, K. 1997. Fisiologia Animal: Mecanismos e adaptações. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, p. 729.
- Rosas, C.; Martinez, E.; Gaxiola, G.; Brito, R.; Sánchez, A.; Soto, L.A. 1999. The effect of dissolved oxygen and salinity on oxygen consumption, ammonia excretion and osmotic pressure of *Penaeus setiferus* (Linnaeus) juveniles. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 234, 41-57.
- Salvato, B.; Cuomo, V.; Di Muro, P.; Beltrami, M. 2001. Effects of environmental parameters on the oxygen consumption of four marine invertebrates: a comparative factorial study. Marine Biology 138, 659-668.
- Santa, K. D.; Vinatea, L. 2007. Evaluation of respiration rates and mechanical aeration requirements in semi-intensive shrimp *Litopenaeus vannamei* culture in ponds. Aquacultural Engineering 36, 73-80.
- Schmidt-Nielsen, K. 1999. Fisiologia Animal - Adaptação e Meio Ambiente. São Paulo. Ed. Livraria Santos, p. 600.
- Setiarto, A.; Strüssmann, C. A.; Takashima, F.; Watanabe, S.; Yokota, M. 2004. Short-term responses of adult kuruma shrimp *Marsupenaeus japonicus* (Bate) to environmental salinity: osmotic regulation, oxygen consumption and ammonia excretion. Aquaculture Research 35, 669-677.
- Spanopoulos-Hernández, M.; Martinez-Palacios, C. A.; Vanegas-Pérez, R. C.; Rosas, C.; Ross, L.G. 2005. The combined effects of salinity and temperature on the oxygen consumption of juvenile shrimps *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson, 1874). Aquaculture 244, 341-348.
- Tian, X.; Dong, S.; Wang, F.; Wu, I. 2004. The effects of temperature changes on the oxygen consumption of juvenile Chinese shrimp *Fenneropenaeus chinensis* Osbeck. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 310, 59-72.
- Tsuzuki, M. Y.; Cavalli, R. O. 2000. The effects of temperature, age, and acclimation to salinity on the survival of *Farfantepenaeus paulensis* postlarvae. Journal of the World Aquaculture Society. 31 (3), 459-468.
- Tsuzuki, M.Y.; Cavalli, R.O.; Bianchini, A. 2003. Effect of salinity on survival, growth, and oxygen consumption of the pink shrimp *Farfantepenaeus paulensis* (Pérez-Farfante 1967). Journal of Shellfish Research 22 (2), 555-559.
- Vargas-Albores, F.; Ochoa, J. L.; 1992. Variation of pH, osmolality, sodium e potassium concentrations in the haemolymph of sub-adult blue shrimp (*Penaeus stylirostris*) according to size. Comp. Biochem. Physiol. 102A (1), 1-5.

Vernberg, F.J. 1983. Respiratory Adaptations. In: Vernberg, F.J; and Vernberg, W. B. (Eds), The Biology of Crustacea – Environmental Adaptations. New York. Academic Press, (8) pp. 1-42.

Villarreal, H.; Hinojosa, P.; Naranjo, J. 1994. Effect of temperature and salinity on the oxygen consumption of laboratory produced *Penaeus vannamei* postlarvae. Comp. Biochem. Physiol. 108A, 331-336.

Villarreal, H.; Hernandez-Lhamas, A.; Hewitt, R. 2003. Effect of salinity on growth, survival and oxygen consumption of juvenile brown shrimp, *Farfantepenaeus californiensis*. (Holmes). Aquaculture Research 34, 187-193.

Vinatea, L. A. 1997. Princípios químicos da qualidade da água em aquicultura. Ed. UFSC, Florianópolis, p. 166.

Yagi, H.; Ceccaldi, H.J.; Gaudy, R. 1990. Combined influence of temperature and salinity on oxygen consumption of the larvae of the pink shrimp, *Palaemon serratus* (Pennant) (Crustacea, Decapoda, Palaemonidae). Aquaculture 86, 77-92.

Zar, J. H. 1996. Biostatistical Analysis. Prentice-Hall, New Jersey, p.

Zhang, P., Zhang, X., Li, J., Huang, G. 2006. The effects of body weight, temperature, salinity, pH, light intensity and feeding condition on lethal DO levels of whiteleg shrimp, *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931). Aquaculture 256, 579-587.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS DA INTRODUÇÃO

- BORGHETTI, N. D. B.; OSTRENSKY, A.; BORGHETTI, J.R. **Aqüicultura: uma visão geral sobre a produção de organismos aquáticos no Brasil e no mundo**. Curitiba. Grupo Integrado de Aqüicultura e Estudos Ambientais, 2003.128p.
- BOYD, C. E. Aeration of shrimp ponds. In: **Proceeding of the Southeast Asia Shrimp Farm Management Workshop**. Singapore. Dean Akiyam, p. 134-140, 1989.
- BOYD, C. E. **Water quality in ponds for aquaculture**. Alabama: Auburn University, Alabama. Birmingham Publishing CO., 1990.482p.
- BOYD, C. E.; TUCKER, C. S. **Pond aquaculture water quality management**. Massachusetts. Kluwer Academic Publishers. 1998. 700p.
- BOYD, C. E.; WATTEU, B. Aeration systems in aquaculture. **Rev. Aquat. Sci**, v. 1, n. 3, p. 425-472, 1989.
- CASTILLE JR., F. L.; LAWRENCE, A. L. The effect of salinity on the osmotic, sodium and chloride concentrations in the hemolymph of euryhaline shrimp of the genus *Penaeus*. **Comp. Biochem. Physiol**, v. 68A, p. 75-80, 1980.
- CECH, J.J. Respirometry. In: SCHRECK, C. B. e MOYLE, P.B. (Eds) **Methods for Fish Biology**. Maryland. American Fisheries Society. 1990. p. 335-362.
- FAST, A. W.; BOYD, C. E. Water circulation, aeration and other management practices. In: FAST, A. W. e LESTER, L. J. (Eds.) **Marine Shrimp Culture: Principles and Practices**. Elsevier Science Publishers, Amsterdam. 1992. p. 457-495.
- FAST, A. W.; LANNAM, J.E. Pond dynamic processes. In: FAST, A. W. e LESTER, L. J. (Eds.) **Marine Shrimp Culture: Principles and Practices**. Elsevier Science Publishers, Amsterdam. 1992. p. 431- 456.
- GASGA-LEYVA, J.F.E.; MARTINEZ-PALACIOS, C.A.; ROSS, L.G. The respiratory requirements of *Macrobrachium acanthurus* (Weigman) at different temperatures and salinities. **Aquaculture**. v. 93, p 191-197, 1991.
- JIANG LX.; PAN, LQ.; FANG-BO. Effect of dissolved oxygen on immune parameters of the white shrimp *Litopenaeus vannamei*. **Fish and Shellfish immunology**, v. 18, n. 2, p. 185-188, 2005.
- LEMONS, D.; PHAN, V.N.; ALVAREZ, G. Growth, oxygen consumption, ammonia-N excretion, biochemical composition and energy content of *Farfantepenaeus paulensis* Pérez-Farfante (Crustacea, Decapoda, Penaeidae) early postlarvae in different salinities. **J. Exp. Mar. Biol. Ecol.** v. 261, p. 55-74, 2001.
- MANTEL, L. H.; FARMER, L. L. Osmotic and ionic regulation. In: Mantel, L. H. (Ed), **The Biology of Crustacea – Internal Anatomy and Physiological Regulation**. v. 5. New York. Academic Press. 1983. p. 53-161.
- MARTINEZ-PALACIOS, C. A.; ROSS, L. G.; VALENZUELA, L. J. The effects of temperature and body weight on the oxygen consumption of *Penaeus vannamei*, Boone, 1931. **J. Aqua. Trop.** v. 11, p. 59-65, 1996.
- MCGRAW, W.; TEICHERT-CODDINGTON, D.R.; ROUSE, D.B.; BOYD, C. E. Higher minimum dissolved oxygen concentrations increase penaeid shrimp yields in earthen ponds. **Aquaculture**. v. 199, p. 311-321, 2001.
- NUNES, A. J. P. Aeração Mecânica na Engorda de Camarões Marinhos. **Panorama da Aqüicultura**. v. 12, n. 70, p. 25-37, 2002.

- RANDALL, D.; BURGGREN, W.; FRENCH, K. **Fisiologia Animal: Mecanismos e adaptações**. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro. 1997. 729p.
- ROSAS, C.; MARTINEZ, E.; GAXIOLA, G.; BRITO, R.; SÁNCHEZ, A.; SOTO, L.A. The effect of dissolved oxygen and salinity on oxygen consumption, ammonia excretion and osmotic pressure of *Penaeus setiferus* (Linnaeus) juveniles. **J. Exp. Mar. Biol. Ecol.** v. 234, p. 41-57, 1999.
- SALVATO, B.; CUOMO, V.; DI MURO, P.; BELTRAMI, M. Effects of environmental parameters on the oxygen consumption of four marine invertebrates: a comparative factorial study. **Marine Biology.** v. 138, p. 659-66, 2001.
- SANTA, K. D.; VINATEA, L. Evaluation of respiration rates and mechanical aeration requirements in semi-intensive shrimp *Litopenaeus vannamei* culture in ponds. **Aquacultural Engineering.** v. 36, p. 73-80, 2007.
- SCHMIDT-NIELSEN, K. **Fisiologia Animal - Adaptação e Meio Ambiente**. São Paulo. Ed. Livraria Santos. 1999. 600p.
- SETIARTO, A.; STRÜSSMANN, C. A.; TAKASHIMA, F.; WATANABE, S.; YOKOTA, M. Short-term responses of adult kuruma shrimp *Marsupenaeus japonicus* (Bate) to environmental salinity: osmotic regulation, oxygen consumption and ammonia excretion. **Aquaculture Research.** v. 35, p. 669-677, 2004.
- SPANOPOULOS-HERNÁNDEZ, M.; MARTINEZ-PALACIOS, C. A.; VANEGAS-PÉREZ, R. C.; ROSAS, C.; ROSS, L.G. The combined effects of salinity and temperature on the oxygen consumption of juvenile shrimps *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson, 1874). **Aquaculture.** v. 244, p. 341-348, 2005.
- TIAN, X.; DONG, S.; WANG, F.; WU, L. The effects of temperature changes on the oxygen consumption of juvenile Chinese shrimp *Fenneropenaeus chinensis* Osbeck. **J. Exp. Mar. Biol. Ecol.** v. 310, p. 59-72, 2004.
- TSUZUKI, M.Y.; CAVALLI, R.O.; BIANCHINI, A. Effect of salinity on survival, growth, and oxygen consumption of the pink shrimp *Farfantepenaeus paulensis* (Pérez-Farfante 1967). **Journal of Shellfish Research.** v. 22 (2), p. 555-559, 2003.
- VALENÇA, A. R.; MENDES, G. N. Cultivo de *Litopenaeus vannamei*: água doce ou oligohalina?. **Panorama da Aqüicultura.** v. 13, n. 78, p. 35-41, 2003.
- VERNBERG, F.J.; Respiratory Adaptations. In: VERNBERG, F.J; e VERNBERG, W. B. (Eds). **The Biology of Crustacea – Environmental Adaptations**, v. 8. New York. Academic Press. 1983. p. 1-42.
- VILLARREAL, H.; HINOJOSA, P.; NARANJO, J. Effect of temperature and salinity on the oxygen consumption of laboratory produced *Penaeus vannamei* postlarvae. **Comp. Biochem. Physiol.** v. 108A, p. 331-336, 1994.
- VILLARREAL, H.; HERNADEZ-LHAMAS, A.; HEWITT, R. Effect of salinity on growth, survival and oxygen consumption of juvenile brown shrimp, *Farfantepenaeus californiensis*. (Holmes). **Aquaculture Research.** v. 34, p. 187-193, 2003.
- VINATEA, L. A. **Princípios químicos da qualidade da água em aquicultura.** . Florianópolis. Ed. UFSC, 1997. 166 p.
- WICKINS, J. F.; LEE, D. O'C. **Crustacean Farming – Ranching and Culture**. United Kingdom. Blackwell Science. 2002. 446p.
- YAGI, H.; CECCALDI, H.J.; GAUDY, R. Combined influence of temperature and salinity on oxygen consumption of the larvae of the pink shrimp, *Palaemon serratus* (Pennant) (Crustacea, Decapoda, Palaemonidae). **Aquaculture.** v. 86, p. 77-92, 1990.

ANEXOS



Anexo 1: Recipientes utilizados como respirômetros.



Anexo 2: Respirômetro com as conexões de entrada e saída de água



Anexo 3: Respirômetro com animal do grupo Grande



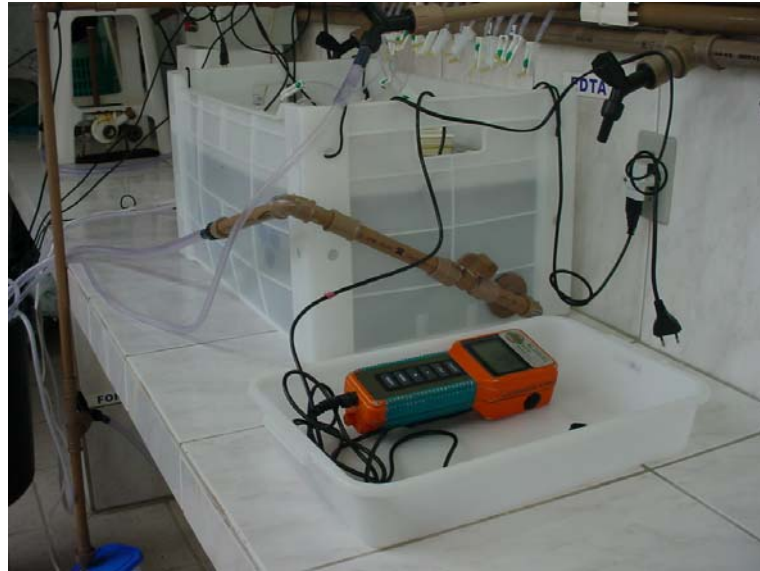
Anexo 4: Sistema para leitura dos valores de oxigênio dissolvido (bomba + oxímetro)



Anexo 5: Sistema de respirometria.



Anexo 6: Caixa com respirômetros semi-submersos conectados ao sistema de recirculação de água.



Anexo 7: Oxímetro conectado ao sistema para leituras.



A



B



C



D

Anexo 8: Passos para fechar sistema de respirometria: A: conexão da saída do respirômetro com entrada do sistema de bomba; B: abertura da conexão de entrada do respirômetro; C: conexão da saída do sistema de bomba com conexão de entrada do respirômetro; D: Fechamento da entrada de água de recirculação do respirômetro.

Anexo 9: Peso e consumo de oxigênio animal para cada combinação de fator.

	30°C																		
	37 ‰									25 ‰									
	P			M			G			P			M			G			
	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	
	0,59	2,36	1,31	2,24	8,09	3,28	3,13	11,9	4,30	0,26	1,17	0,80	1,63	6,81	1,72	2,78	10,36	3,18	
	0,66	2,49	1,05	1,58	6,11	2,28	3,47	12,74	4,21	0,62	2,57	0,56	1,73	6,87	1,46	3,29	12,47	4,91	
	0,43	1,79	0,71	1,82	6,99	2,93	3,31	12,73	2,58	0,35	1,37	0,60	2,02	7,92	3,08	3,36	12,99	5,42	
	0,51	1,88	0,78	1,79	6,37	2,04	3,36	12,14	3,72	0,32	1,47	0,25	1,64	6,45	2,41	3,53	14,1	4,61	
	0,65	2,67	1,41	1,4	5,47	2,42	3,14	12,23	3,74	0,66	2,48	0,90	1,45	6,06	2,54	2,98	11,33	3,68	
	0,62	2,52	0,90	1,35	5,24	1,87	3,16	11,39	4,47	0,52	2,06	0,69	1,71	6,78	2,66	3,14	11,59	4,69	
	0,67	2,51	0,85	2,14	6,75	2,42	3,04	12,29	3,10	0,42	1,79	0,57	1,57	6,02	1,50	2,58	10,37	4,72	
	0,54	2,13	0,35	2,3	6,77	2,06	3,66	13,32	3,00	0,38	1,53	0,45	1,61	6,46	1,80	3	11,81	3,58	
	0,52	2,01	0,73	1,93	5,66	1,39	3,11	11,74	4,14	0,39	1,76	0,52	1,67	6,38	1,43	3,27	12,09	2,93	
				2,33	7,13	2,70	3,07	11,23	4,11	0,45	1,88	0,82	1,74	6,47	1,96				
Média	0,58	2,26	0,90	1,89	6,46	2,34	3,25	12,17	3,74	0,44	1,81	0,62	1,68	6,62	2,05	3,10	11,90	4,19	
Desvio	0,08	0,32	0,32	0,36	0,87	0,54	0,20	0,64	0,64	0,13	0,46	0,19	0,15	0,54	0,58	0,30	1,20	0,87	
Padrão																			
	25°C																		
	37 ‰									25 ‰									
	P			M			G			P			M			G			
	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	
		0,32	1,31	0,42	1,52	5,63	1,83	2,93	10,72	3,07	0,67	2,62	0,37	1,43	5,59	1,02	2,97	10,74	5,09
		0,57	2,16	0,96	1,43	5,99	2,02	3,13	11,16	2,45	0,66	2,68	0,90	1,43	5,56	0,85	2,95	11,07	3,51
		0,37	1,51	0,52	1,56	5,73	1,71	3,56	12,39	2,38	0,75	2,93	0,21	1,52	5,66	2,19	3,5	12,88	3,67
		0,64	2,58	0,92	1,38	5,16	1,25	2,97	10,96	1,85	0,52	1,97	0,49	1,42	5,53	1,89	3,21	12,23	3,47
		0,65	2,41	1,08	1,53	5,27	1,29	2,97	11,18	2,13	0,31	1,21	0,32	1,38	5,6	1,96	2,9	10,63	2,04
		0,6	2,33	0,60	1,42	5,63	2,44	2,84	11,33	2,46	0,48	1,97	1,05	1,51	6,13	1,22	3,25	12,08	2,16
		0,66	2,76	0,56	1,59	5,79	1,30	2,84	11,22	1,38	0,67	2,66	0,58	1,69	6,34	1,24	3,39	12,23	3,10
		0,61	2,57	1,04	1,36	4,95	1,12	3,65	12,82	1,06	0,56	2,18	0,63	1,65	6,06	1,08	3,09	11,92	3,29
		0,35	1,36	0,38	1,9	7,14	1,59	2,83	10,76	1,22	0,53	2,23	0,69				3,17	11,51	2,19
	0,45	1,7	0,45				3,23	11,68	1,05	0,62	2,76	0,63				3,22	11,96	3,92	
Média	0,52	2,07	0,69	1,52	5,70	1,62	3,10	11,42	1,91	0,58	2,32	0,59	1,50	5,81	1,43	3,17	11,73	3,24	
Desvio	0,14	0,55	0,28	0,16	0,63	0,43	0,30	0,69	0,70	0,13	0,52	0,26	0,11	0,32	0,51	0,19	0,72	0,94	
Padrão																			
	20°C																		
	37 ‰									25 ‰									
	P			M			G			P			M			G			
	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	
		0,68	2,81	0,32	1,66	6,33	0,83	3,26	12,17	1,66	0,55	2,23	0,37	1,89	7,19	0,95	3,65	12,81	2,05
		0,47	2,09	0,21	1,5	5,48	0,95	3,09	10,99	2,99	0,47	1,96	0,22	1,51	5,99	0,84	3,27	11,76	2,44
		0,54	2,41	0,32	1,67	6,18	0,69	3,32	12,37	4,35	0,67	2,68	0,27	1,45	5,84	0,77	3,58	13,49	3,04
		0,67	3,17	0,37	1,27	5,12	0,92	3,11	11,23	2,20	0,39	1,62	0,22	1,33	5,28	0,83	2,99	11,41	2,45
		0,37	1,69	0,21	1,66	5,88	1,53	2,94	11,01	1,52	0,6	2,42	0,35	1,24	5,11	1,04	3,02	10,84	2,26
		0,8	3,12	0,49	1,47	6,11	1,09	3,33	12,02	1,58	0,48	2	0,18	1,54	6,15	1,64	3,26	11,55	1,89
		0,46	1,75	0,28	1,52	5,67	1,74	3,58	10,91	4,86	0,58	2,28	0,24	1,8	6,89	1,28	3,45	12,65	4,15
		0,44	1,72	0,18	1,63	6,52	1,05	3,63	10,85	2,90	0,38	1,6	0,23	1,28	5,22	1,80	3,11	11,46	1,78
		0,63	2,55	0,34	1,45	5,7	0,84	3,7	12,05	1,45	0,38	1,7	0,27				3,13	12,32	1,42
	0,47	1,97	0,12				3,18	11,25	1,43										
Média	0,55	2,33	0,28	1,54	5,89	1,07	3,31	11,49	2,49	0,50	2,05	0,26	1,51	5,96	1,15	3,27	12,03	2,39	
Desvio																		0,81	
Padrão	0,14	0,57	0,11	0,13	0,44	0,35	0,25	0,59	1,26	0,11	0,38	0,06	0,24	0,77	0,39	0,24	0,84		

Anexo 9: Continuação.

30°C																		
13 ‰									1 ‰									
P				M			G		P			M			G			
	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)
	0,65	2,87	0,98	1,85	7,06	2,00	3,68	13,24	3,90	0,36	1,84	0,57	1,65	6,96	2,54	2,41	11,25	5,77
	0,65	2,63	0,77	1,74	6,95	2,75	3,56	13,52	4,16	0,46	2,37	0,67	1,68	6,97	2,71	3	13,97	6,58
	0,62	2,46	0,84	1,72	7,13	2,67	3,41	12,64	3,66	0,33	1,53	0,60	1,53	6,43	2,74	2,33	11,68	4,47
	0,72	2,94	1,14	2,12	7,99	1,99	3,16	11,5	2,67	0,3	1,56	0,71	1,57	6,54	2,66	2,85	11,32	4,98
	0,74	3,1	0,75	1,88	7,14	1,95	3,18	11,54	4,51	0,4	1,94	1,00	1,97	8,17	3,37	2,35	10,61	4,20
	0,75	2,86	0,71	1,39	5,41	1,68	3,36	12,96	6,61	0,49	2,23	0,54	1,7	7,59	3,36	2,81	11,42	4,01
	0,57	2,64	0,85	1,8	5,69	1,99	3,23	12,42	4,09	0,49	2,41	0,76	1,18	5,5	2,14	2,9	12,2	6,95
	0,85	3,48	1,06	2,18	6,98	1,93	3,73	13,25	5,89	0,43	1,84	0,47	1,51	6,73	2,56			
	0,69	2,98	1,06	1,85	5,58	1,77				0,36	1,62	0,46						
	0,63	2,81	1,24															
Média Desvio Padrão	0,69	2,88	0,94	1,84	6,66	2,08	3,41	12,63	4,44	0,40	1,93	0,64	1,60	6,86	2,76	2,66	11,78	5,28
	0,08	0,28	0,18	0,23	0,88	0,37	0,22	0,77	1,26	0,07	0,34	0,17	0,22	0,80	0,42	0,29	1,08	1,17

25°C																		
13 ‰									1 ‰									
P				M			G		P			M			G			
	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)
	0,61	2,14	1,03	1,13	4,86	1,53	3,34	12,3	3,97	0,69	3,29	0,66	1,27	5,83	1,31	2,83	11,64	3,18
	0,47	2,12	0,89	1,37	5,67	1,48	2,94	11,85	4,09	0,27	1,29	0,43	1,19	5,38	1,11	2,87	11,65	3,23
	0,94	3,89	0,94	1,62	6,67	1,65	2,75	10,91	3,34	0,41	1,71	0,51	1,23	5,45	1,65	3,08	13,45	3,29
	0,6	2,45	0,51	1,61	6,23	1,45	2,64	10,66	2,69	0,57	2,5	0,59	1,12	5,32	1,94	2,74	11,63	2,74
	0,86	3,49	0,62	1,52	6,05	1,90	3,38	12,7	3,16	0,44	1,82	0,10	1,4	5,94	1,84	2,59	11,21	2,78
	0,76	3,15	0,84	1,83	7,54	1,41	2,68	10,56	2,34	0,47	2,26	0,26	1,14	5,38	1,71	2,57	11,24	2,41
	0,64	2,71	0,30	1,31	5,82	1,17	2,91	11,42	3,15	0,3	1,38	0,53						
				1,33	5,37	1,19	2,94	11,03	2,97									
				1,71	6,78	1,15	3,43	12,54	3,08									
Média Desvio Padrão	0,70	2,85	0,73	1,49	6,11	1,44	3,00	11,55	3,20	0,45	2,04	0,44	1,23	5,55	1,60	2,78	11,80	2,94
	0,16	0,68	0,26	0,22	0,81	0,25	0,31	0,82	0,56	0,15	0,70	0,20	0,10	0,27	0,32	0,19	0,83	0,35

20°C																		
13 ‰									1 ‰									
P				M			G		P			M			G			
	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)	Peso seco (g)	Peso úmido (g)	Consumo O ₂ (mgO ₂ /h)
	0,58	2,67	0,57	1,31	5,19	1,15	3,15	11,88	3,48	0,51	2,7	0,56	1,12	5,38	1,08	3,37	13,57	2,15
	0,53	2,39	0,38	1,72	6,58	1,27	2,94	11,35	4,21	0,45	2,08	0,27	1,28	6,36	1,08	3,14	13,29	1,98
	0,52	2,17	0,48	1,46	5,77	0,95	2,33	10,57	2,59	0,35	1,9	0,38	1,29	5,89	1,00			
	0,42	1,87	0,37	1,73	6,99	1,41	2,96	11,77	3,70	0,65	3,1	0,75	1,55	6,65	1,08			
	0,55	2,31	0,27	1,6	6,38	1,04	2,58	10,7	2,73	0,46	2,1	0,36						
	0,37	1,53	0,36	1,43	5,45	1,29	2,99	11,77	1,72	0,55	2,46	0,38						
	0,41	1,88	0,35	1,21	4,96	1,28	3,53	13,59	3,09	0,37	1,74	0,22						
	0,55	2,27	0,29	1,52	6,43	0,97	3,47	13,08	1,91	0,39	1,83	0,52						
	0,6	2,26	0,42				2,69	11	3,18									
							3,26	12,29	2,42									
Média Desvio Padrão	0,50	2,15	0,39	1,50	5,97	1,17	2,99	11,80	2,90	0,47	2,24	0,43	1,31	6,07	1,06	3,26	13,43	2,06
	0,08	0,34	0,09	0,18	0,73	0,17	0,38	0,98	0,78	0,10	0,47	0,17	0,18	0,56	0,04	0,16	0,20	0,12

Anexo 10: Figuras 1 a 12: Regressões obtidas para o consumo de oxigênio por animal em cada combinação de temperatura e salinidade.

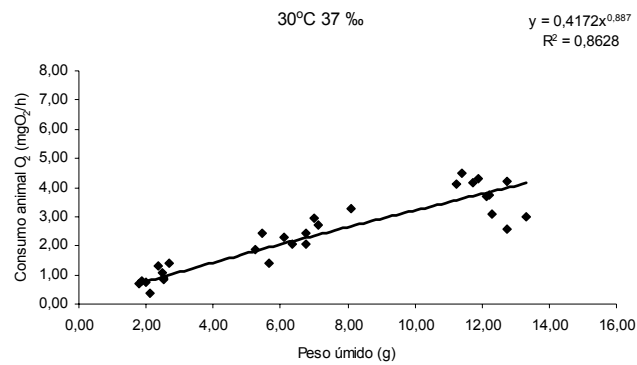


Figura 1.

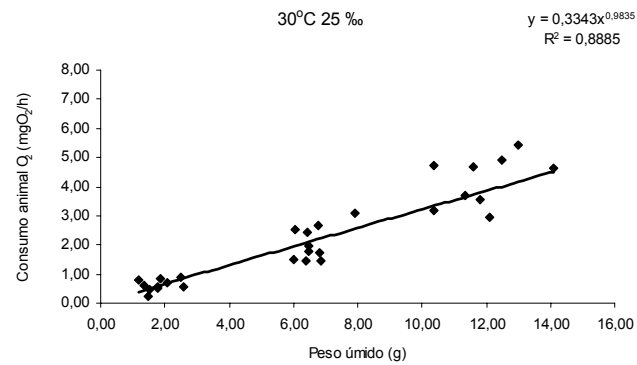


Figura 2.

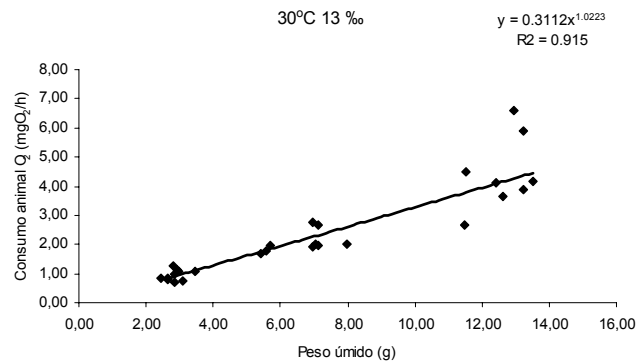


Figura 3.

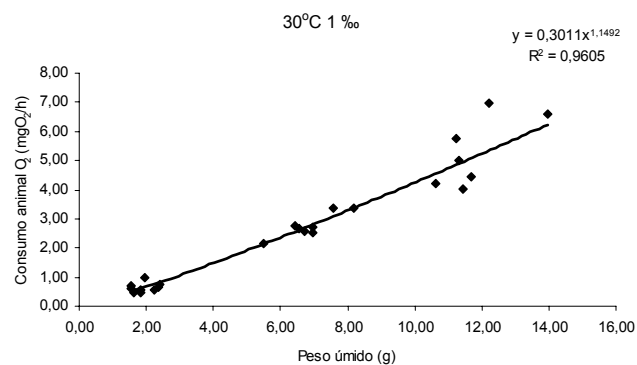


Figura 4.

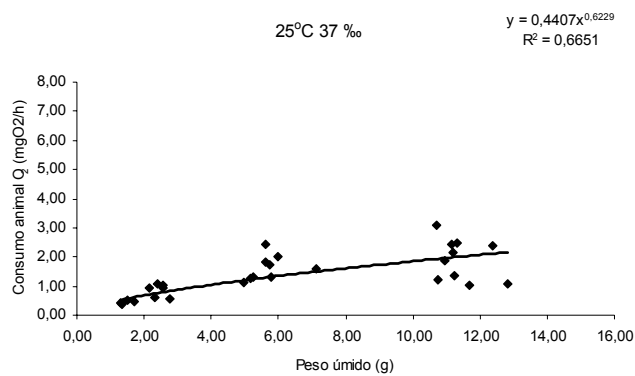


Figura 5.

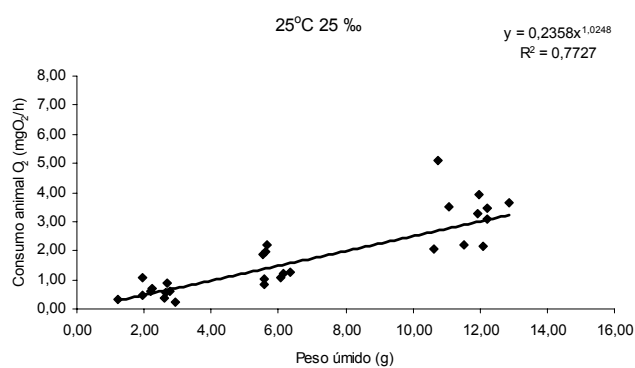


Figura 6.

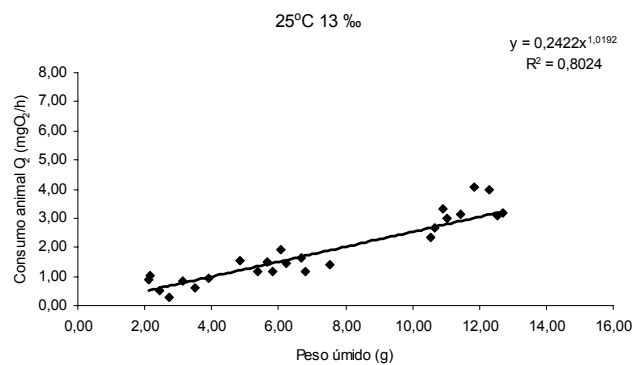


Figura 7.

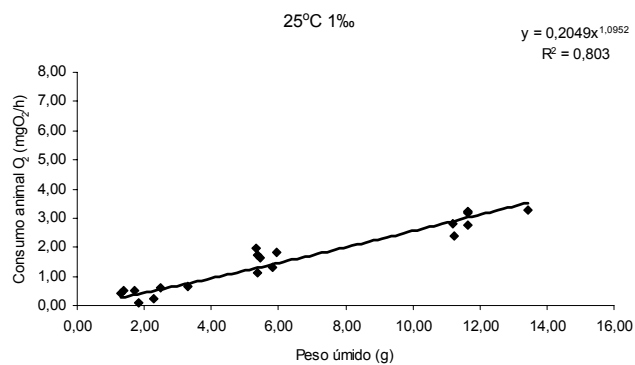


Figura 8.

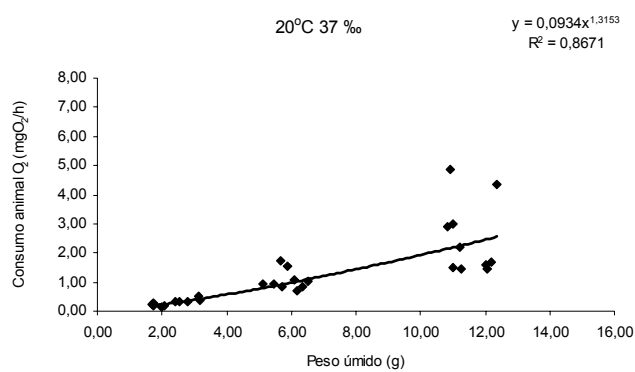


Figura 9.

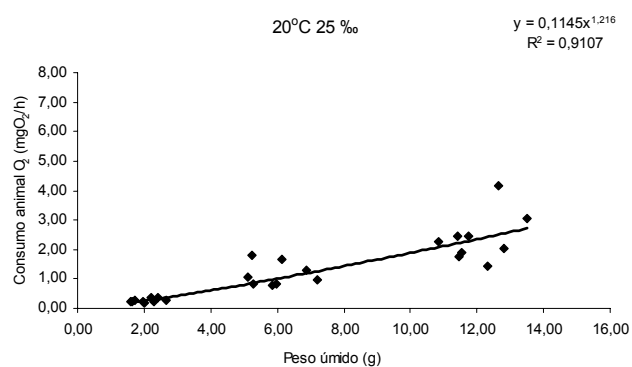


Figura 10.

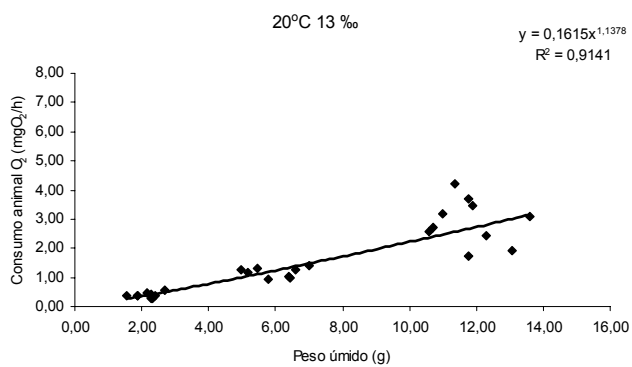


Figura 11.

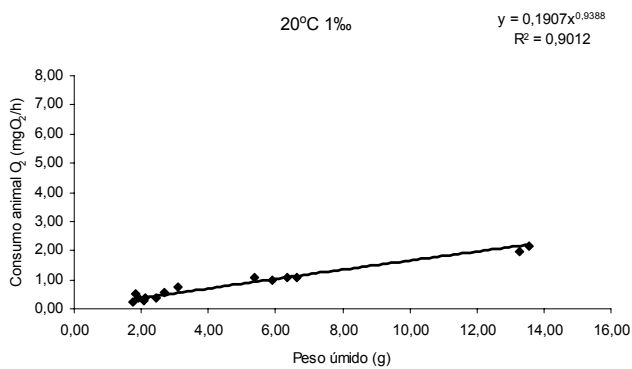


Figura 12.