

CARACTERIZAÇÃO E VALORIZAÇÃO DO LAGOSTIM *PROCAMBARUS CLARKII*

Pedro Maurício Martins

Engº do Ambiente
Faculdade de Ciência e Tecnologia - UFP

Victor M. Balcão

Professor Associado
Faculdade de Ciência e Tecnologia - UFP
Membro Integrado do IBB – Instituto para a Biotecnologia
e a Bioengenharia (Laboratório Associado)
vbalcao@ufp.edu.pt

Bruno A. Nunes

Professor Auxiliar
Faculdade de Ciências da Saúde - UFP
Membro Integrado do CESAM - Centro de Estudos
do Ambiente e do Mar (Laboratório Associado)
bruno@ufp.edu.pt

COMO REFERENCIAR ESTE ARTIGO: MARTINS, Pedro Maurício ; BALCÃO, Victor M. ; NUNES, Bruno A. - Caracterização e valorização do lagostim *Procambarus clarkii*. **Revista da Faculdade de Ciência e Tecnologia**. Porto : Edições Universidade Fernando Pessoa. ISSN 1646-0499. 6 (2009) 110-122.

RESUMO

Com este trabalho pretendeu-se caracterizar e valorizar o lagostim vermelho da Louisiana, espécie invasiva e que actualmente representa uma praga ambiental no território nacional. Desenvolveu-se uma dieta específica para o aumento da massa corporal da espécie em cativeiro e, posteriormente, procedeu-se à extracção de biocompostos com potenciais aplicações farmacêuticas, dermocosméticas e alimentares, nomeadamente o biopolímero quitina (rendimento de $22.06\% \pm 5.79$ (m/m)) e o pigmento antioxidante astaxantina (rendimento de $4.40\% \pm 2.24$ % (m/m)).

PALAVRAS-CHAVE

Lagostim vermelho da Louisiana, *Procambarus clarkii*, quitina, quitosano, astaxantina

ABSTRACT

The main goal of this work was to characterize and add value to Louisiana's red crawfish, an invasive crustacean species that currently represents an environmental plague within the Portuguese territory. A specific diet was developed for the crustaceans in captivity, to allow an effective increase of their body mass and weight and, subsequently, biocompounds with potential importance in pharmaceutical, dermocosmetic and food applications were extracted, namely the biopolymer chitin (yield of $22.06\% \pm 5.79$ (w/w)) and the antioxidant pigment astaxanthin (yield of $4.40\% \pm 2.24$ % (w/w)).

KEYWORDS

Louisiana's Red Crawfish, *Procambarus clarkii*, chitin, chitosan, astaxanthin

1. INTRODUÇÃO

O lagostim vermelho da Louisiana (Figura 1a), de nome científico *Procambarus clarkii*, também chamado lagostim de água doce, é um crustáceo decápode. O género *Procambarus* é representado por mais de 300 subespécies, distribuídas por todo o mundo (Hobbs, 1972). O *P. clarkii* apresenta um cefalotórax de onde saem duas pinças bem pronunciadas, um par de antenas, e um conjunto de 8 patas (pereiópodes) (Figura 1b). Apresenta ainda, no abdómen, pequenos segmentos e um pequeno télson que serve para a sua locomoção. Todo o animal apresenta superficialmente uma carapaça dura com uma coloração avermelhada (Figura 1a).

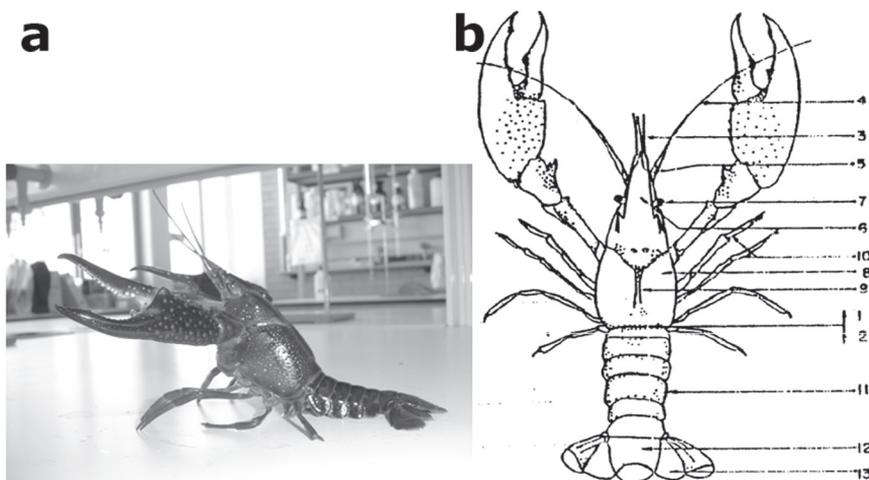


Fig. 1. (a) Lagostim vermelho da Louisiana (*Procambarus clarkii*); (b) Estrutura anatómica do *Procambarus clarkii*; [Legenda: 1 – cefalotórax; 2 – abdómen; 3 – antena; 4 – antenula; 5 – espinha antena; 6 – rostro; 7 – olhos; 8 – carapaça; 9 – areola; 10 – pereiópodes; 11 – segmentos abdominais; 12 – télson; 13 – urópode]. Nota: Por baixo do abdómen temos um conjunto de pequenas patas (não visível na Figura 1b) que têm como nome pleópode (adaptado de Hernández Vergara, 1995).

Apesar de ser uma espécie muito conhecida e largamente difundida, continua a saber-se muito pouco em relação às exigências nutricionais do *P. clarkii*, tanto em termos de qualidade como de quantidade do alimento consumido, pressupondo-se que são similares às de outros organismos aquáticos (Bardach *et al*, 1990). No seu habitat natural, pode afirmar-se que o *P. clarkii* é omnívoro, ou seja, alimenta-se de matéria animal e vegetal viva ou morta, preferindo no entanto carne fresca quando esta está disponível (Correia e Ferreira, 1995). Os lagostins não são predadores activos, já que não conseguem capturar peixes ou insectos que se locomovam rapidamente. Geralmente, cerca de 20% da dieta dos lagostins consiste em vermes, larvas de insectos e outros tipos de matéria orgânica relativamente inactiva. A restante parte da sua dieta é de origem eminentemente vegetal. É impossível, no entanto, determinar se o lagostim se alimentou de vermes e/ou insectos ou larvas de insectos porque estes estavam inseridos na planta, ou se o lagostim procurou activamente os vermes e/ou insectos ou larvas de insectos. A matéria vegetal consumida contém grandes quantidades de organismos microscópicos, particularmente quando está no estado de decomposição. Durante esse processo o conteúdo em proteína é consideravelmente maior devido à matéria animal aí existente (Davis, 1987). Um processo de vital importância no desenvolvimento

e maturação dos crustáceos é a muda da carapaça. Para que possa haver crescimento nestes animais, é necessário que periodicamente se dê uma perda das conexões entre a *epidermis* e a cutícula extracelular, permitindo ao animal escapar da carapaça rígida a que estava sujeito. Seguidamente, o animal absorve água do meio expandindo assim o seu novo e flexível exoesqueleto, que é depois novamente endurecido. Enquanto o novo exoesqueleto não tiver readquirido alguma consistência, o animal encontra-se extremamente vulnerável, não tendo capacidade para se defender nem locomover, e também porque em seu redor foi criado um ambiente rico em aminoácidos, enzimas e compostos orgânicos, procedentes da digestão parcial do antigo exoesqueleto, o que constitui um poderoso atractivo para potenciais predadores. Por isso, o processo de reendurecimento da nova carapaça deverá ocorrer o mais rapidamente possível (Ré Araújo, 1985; Avault e Huner, 1993).

1.1. O INTERESSE DA CULTURA DE *PROCAMBARUS CLARKII*

O lagostim *P. clarkii* é amplamente utilizado como recurso alimentar humano nos Estados Unidos da América. A Tabela 1 demonstra o conteúdo nutricional do animal.

Por cada 100 g de alimento crú de <i>Procambarus clarkii</i> no estado selvagem:	
Calorias	77 Kcal
Gordura total	0.95 g
Proteína total	15.9 g
Ácidos gordos (ω -3)	0.17 g
Colesterol	114 mg
Sódio	58 mg

FONTE: Elmoallami e Emara (1999).

Tabela 1. Composição nutricional do *Procambarus clarkii*.

Em Portugal, constitui uma verdadeira praga nos ecossistemas aquáticos de água doce (Gutiérrez-Yurrita *et al.*, 1999). É de fácil manutenção em condições laboratoriais controladas, bastando garantir a manutenção da qualidade da água entre parâmetros definidos, e assegurar uma fonte de alimento contínua, de cariz natural ou sintético para produzir espécimens em boas condições para o processamento industrial, com vista à extracção de compostos com interesse comercial. A partir da existência de um processo de cultura do organismo, poderia haver uma produção de compostos de interesse farmacêutico/dermocosmético e alimentar, a partir de uma fonte comum, o *P. clarkii*, fazendo-se um aproveitamento total do seu organismo. Assim, a partir do *P. clarkii* pode (i) produzir-se substâncias de interesse dermofarmacêutico e cosmético a partir da carapaça do animal (quitina, quitosano e colagénio), (ii) fazer-se a extracção de pigmentos (astaxantina) passíveis de serem utilizados igualmente em cosméticos ou como antioxidantes, e (iii) produzir-se proteína animal em grande quantidade, no sentido de ser utilizada como ração para animais ou até mesmo em nutrição humana. No trabalho experimental aqui descrito, a extracção de quitina e astaxantina foi efectuada em diversas fases, que constituem os seguintes objectivos parcelares:

- a. numa primeira fase, procedeu-se ao desenvolvimento e optimização da alimentação dos lagostins de forma a comprovar que estes crustáceos são capazes de sobreviver a partir de fontes de proteína e carboidratos facilmente acessíveis e a baixo custo.

- b. numa segunda fase, foram adaptados processos já existentes de extracção dos pigmentos que caracterizam o animal (como por exemplo a astaxantina).
- c. na terceira fase do trabalho, procedeu-se à extracção de quitina.

1.2. OS BIOPOLÍMEROS QUITINA E QUITOSANO

A quitina, o segundo polissacarídeo mais abundante na biosfera logo a seguir à celulose, pode ser encontrada no exosqueleto dos crustáceos, insectos, e nas paredes celulares dos fungos, sendo um homopolímero linear composto por ligações $\alpha(1-4)$ -*N*-acetil-D-glucosamina (Teng *et al.*, 2001; Gil e Ferreira, 2006). Os restos das carapaças dos crustáceos, além de quitina, contêm proporções variadas de proteínas, sais de cálcio (fundamentalmente carbonatos e fosfatos de cálcio) e pigmentos. O isolamento da quitina envolve normalmente três operações básicas: 1) despigmentação, 2) desmineralização e 3) desproteínização. A forma mais estável e mais abundante é a α -quitina, encontrada onde é necessária maior rigidez, como no exoesqueleto dos artrópodes. As outras formas (β -quitina e γ -quitina) são encontradas, por exemplo, nas lulas e são caracterizadas por apresentar simultaneamente flexibilidade e resistência (www.chitin.org). A desacetilação parcial da quitina resulta na produção do biopolímero quitosano, que consiste num polissacarídeo composto por copolímeros de glucosamina e *N*-acetil glucosamina. O quitosano tem sido vastamente utilizado nas áreas farmacêutica e biomédica. As suas características altamente apelativas, tais como biocompatibilidade, biodegradabilidade, ausência de toxicidade, propriedades de adsorção, capacidade de formar membranas, bioadesividade, actividade antibacteriana, actividade antifúngica, actividade antivirica e poder hemostático, contribuem obviamente para esse facto. A maioria das características do quitosano pode ser relacionada com a sua natureza catiónica. A pH ácido, é um polielectrólito com elevada densidade de carga, com uma carga positiva por resíduo de glucosamina e, como tal, interage com moléculas carregadas negativamente, nomeadamente proteínas, polissacarídeos aniónicos e ácidos nucleicos (Gil e Ferreira, 2006). O quitosano é um dos biopolímeros naturais mais utilizados na preparação de hidrogéis (estruturas poliméricas tridimensionais, hidrofílicas, capazes de absorver grandes quantidades de água ou fluidos biológicos), os quais têm uma vasta aplicação no campo biomédico e farmacêutico, como sistemas de libertação controlada de fármacos (Gil e Ferreira, 2006). Noutras aplicações fora do âmbito biomédico, e devido à capacidade do quitosano para formar revestimentos semi-permeáveis, espera-se que a sua utilização como biofilme edível modifique a atmosfera interna e reduza as perdas por transpiração minimizando a senescência dos frutos (Kester e Fennema, 1986; Labuza e Breene, 1989; Kittur *et al.*, 2001). Os revestimentos de quitosano são fortes, de longa duração, flexíveis e no entanto difíceis de rasgar, tendo ainda a vantagem de serem comestíveis (Kittur e Tharanathan, 2003).

1.3. PROCESSOS DE EXTRACÇÃO E QUITINA E QUITOSANO A PARTIR DE FONTES NATURAIS

A quitina pode ser obtida a partir de uma grande variedade de animais marinhos, insectos e fungos, representando cerca de 1.4 % do peso dos insectos. Os exosqueletos (secos) de crustáceos contêm entre 15 a 20 % de quitina, 25 a 40 % de proteína e 40 a 55 % de carbonato de cálcio (Antonino, 2007). O quitosano ocorre naturalmente em fungos, sendo geralmente obtido através da desacetilação da quitina (Marthur e Narang, 1990). A técnica utilizada para

o isolamento da quitina a partir do exoesqueleto de camarão, segundo Cannella e Garcia (2001), consta de três etapas: (i) desmineralização com ácido clorídrico, (ii) desproteinização com hidróxido de sódio e (iii) despigmentação com hipoclorito de sódio, para remoção dos minerais, proteínas e pigmentos, respectivamente. A quitina apresenta-se insolúvel na grande maioria dos solventes e flocula. O quitosano é obtido por desacetilação heterogénea (Battisti, 2002) numa única etapa processual, em suspensão aquosa com hidróxido de sódio e adição de borohidreto de sódio (este último, a fim de evitar a despolimerização da cadeia polimérica da quitina devido ao uso da solução alcalina concentrada). Em seguida, o quitosano é purificado e caracterizado. O método utilizado na preparação do quitosano envolve a reacção de desacetilação da quitina com hidróxido de sódio (40%) a 120 °C durante 3 horas.

1.4. A ASTAXANTINA

A astaxantina é um pigmento vermelho que ocorre naturalmente numa grande variedade de organismos vivos (ex.: camarão, lagostins, caranguejos e lagostas). Na aquacultura de peixes e de crustáceos, a astaxantina é adicionada às suas dietas a fim de compensar a falta de uma fonte dietética natural. Além disso, este pigmento é essencial ao seu crescimento e à sua sobrevivência (Torrissen e Christiansen, 1995). Na indústria das aves domésticas, o pigmento suplementar realça a cor dos ovos. Além do seu papel na pigmentação, a astaxantina foi utilizada para beneficiar vários aspectos da produção e da saúde animal. Os animais não podem sintetizar carotenóides, logo, devem obter este pigmento a partir das plantas e das algas (Britton *et al.*, 1995). A produção comercial de astaxantina a partir das microalgas *Haematococcus pluvialis* é um negócio crescente a nível global, devido ao seu crescimento rápido e ao seu elevado teor neste pigmento. A astaxantina já é utilizada como antioxidante em países desenvolvidos como os Estados Unidos, Japão, Suécia e Canadá, para vários fins terapêuticos, salientando-se a fotoprotecção contra radiação UV solar e a relação com menores índices de cancro da próstata e da mama em seres humanos (www.astaxanthin.org/astx.htm).

2. PROCESSAMENTO LABORATORIAL DO CRUSTÁCEO *PROCAMBARUS CLARKII*

A componente experimental desenvolvida teve como objectivo a valorização de uma espécie que constitui uma verdadeira praga ambiental no território nacional, através da extracção de biocompostos de interesse farmacêutico, dermocosmético e alimentar (biopolímero quitina e pigmento antioxidante astaxantina), a partir de uma fonte comum, o *P. clarkii*. No sentido de atingir tal objectivo, realizaram-se inicialmente ensaios nutricionais em laboratório por forma a comprovar que o lagostim é um animal capaz de sobreviver a partir de uma fonte de alimento contínua e natural, facilmente acessível, de modo a satisfazer as condições requeridas para o processamento industrial de extracção de biocompostos com interesse comercial. Por forma a otimizar a alimentação dos lagostins, foram projectadas três dietas diferentes, incorporando diferentes percentagens de fonte de carboidratos e proteína ([batata+soja], [arroz+soja] e [massa+soja]), permitindo verificar as suas potencialidades no aumento de massa corporal dos organismos-teste.

2.1. CAPTURA, TRANSPORTE E MANUTENÇÃO DOS LAGOSTINS EM CATIVEIRO

A captura dos lagostins foi realizada na Pateira de Fermentelos (ver Figura 2) (distrito de Aveiro), junto às suas margens.



Fig. 2. Pateira de Fermentelos, local de captura dos lagostins (FONTE: Google Earth, 2006).

Os animais capturados foram colocados, separados por tamanhos, em tanques de plástico. Dentro dos tanques de plástico foram colocados alguns tijolos com buracos, que os animais utilizaram como esconderijo. O meio utilizado foi a água da rede pública, desclorada, mantida oxigenada por intermédio de uma bomba. A temperatura da água foi mantida a 25 ± 1 °C.



Fig. 3. Lagostins em cativeiro separados por tamanhos em tanques de plástico e com tijolos para simular o seu esconderijo.

2.2. FORMULAÇÃO DE UMA DIETA ADEQUADA PARA UM EFECTIVO AUMENTO DE MASSA CORPORAL DOS LAGOSTINS

Para a realização dos ensaios nutricionais utilizaram-se na alimentação dos lagostins três tipos de dietas, de acordo com as indicações nutricionais retiradas do estudo efectuado por Morales (1986). Este autor indica como possível a alimentação desta espécie com uma dieta constituída por 80% de hidratos de carbono e 20% de proteína. Assim, e de acordo com o objectivo de desenvolver dietas de baixo custo para alimentação em cativeiro do organismo em estudo, foram propostas as seguintes dietas: Dieta 1 (80% massa (esparguete) e 20% soja), Dieta 2 (80% batata e 20% soja) e Dieta 3 (80% arroz e 20% soja).

2.3. ESTRUTURA EXPERIMENTAL PARA A REALIZAÇÃO DOS ENSAIOS

Para a realização dos ensaios foi necessário montar uma estrutura capaz de garantir a permanência dos lagostins em condições adequadas durante 30 dias, em tanques de 5 litros de capacidade (ver Figura 4).



Fig. 4. Tanques de 5 litros com mangueiras transparentes de silicone para o borbulhar de ar, e tanque de plástico com três lagostins num volume de água de 1000 mL.

Durante o período de realização dos ensaios experimentais com vista à optimização da dieta, os lagostins foram pesados 3 vezes por semana. Cada tanque de plástico continha no seu interior 3 animais, de tamanho uniforme, num volume de 1000 mL de meio (ver Figura 4). O meio foi renovado 3 vezes por semana, tendo-se mantido o arejamento contínuo. A alimentação consistiu em fornecer uma esfera de 1g de dieta por cada animal, ou seja, em cada tanque eram colocadas três esferas de uma dada dieta (os animais receberam uma dose de cerca de 1,0 g de ração por animal, de dois em dois dias). Durante todo o período experimental as condições abióticas seleccionadas consistiram num fotoperíodo de 16h D / 8h N, com uma temperatura de 25 ± 1 °C, e meio constituído por água da torneira desclorinada. Durante a realização dos ensaios, foram controlados os valores de pH e temperatura de cada recipiente de teste, para efeitos de validação da metodologia. Foram introduzidos animais controlo na experiência, que foram submetidos às mesmas condições abióticas mas que não foram alimentados durante todo o período de teste.

2.4. EXTRACÇÃO DE QUITINA E ASTAXANTINA DA CARAPAÇA DO LAGOSTIM

No trabalho experimental aqui descrito, a extracção de quitina e astaxantina foi efectuada em diversas fases. Assim, foram adaptados processos já existentes de extracção dos pig-

mentos que caracterizam o animal (como por exemplo a astaxantina). Por fim, procedeu-se à extracção de quitina.

As cascas superficiais dos crustáceos contêm entre 15 a 20% de quitina, entre 25 a 40% de proteínas e entre 40 a 55% de carbonato de cálcio (Canella e Garcia, 2001). Em crustáceos, a quitina encontra-se firmemente associada aos demais constituintes do exoesqueleto. Para se isolar esse polissacarídeo, existem três etapas que são requeridas: Etapa 1 – despigmentação, Etapa 2 – desmineralização, Etapa 3 – desproteínização.

3. RESULTADOS EXPERIMENTAIS

3.1. RESULTADOS DA ADMINISTRAÇÃO DAS VÁRIAS DIETAS ELABORADAS AOS CRUSTÁCEOS EM CATIVEIRO

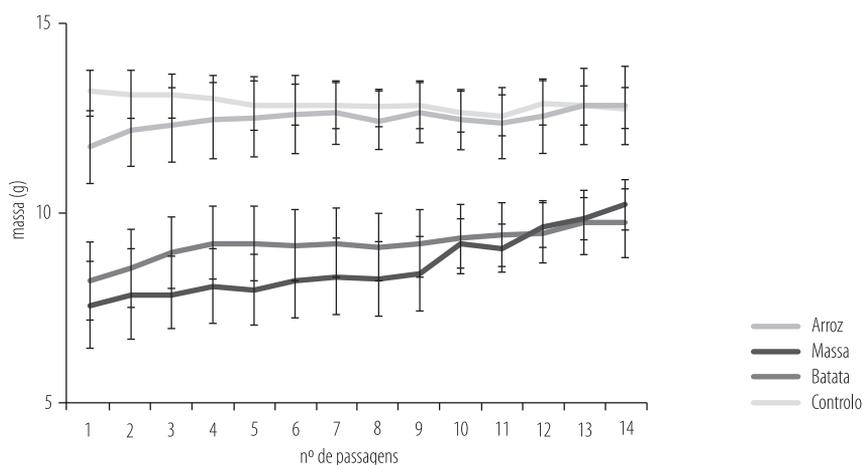


Fig. 5. Evolução da variação (média \pm desvio padrão) da massa dos lagostins ao longo do período experimental (30 dias), para cada uma das três dietas formuladas e testadas.

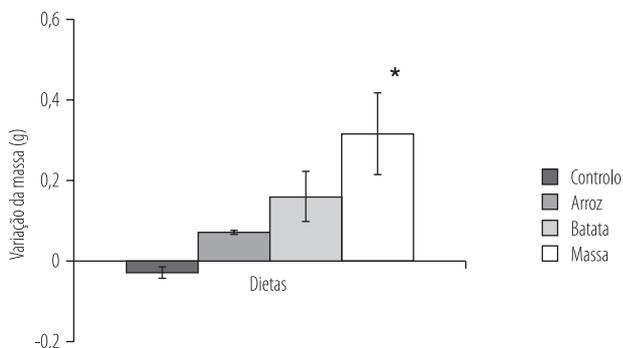


Fig. 6. Variação da massa corporal média dos lagostins ao longo das 14 pesagens efectuadas ao longo do período experimental de 30 dias; [*p < 0,05, significativamente diferentes, segundo o teste de Dunnett].

3.2. RESULTADOS DA EXTRACÇÃO DE QUITINA E ASTAXANTINA DA CARAPAÇA DO LAGOSTIM

	Ensaio 1	Ensaio 2	Ensaio 3	Ensaio 4	Ensaio 5
Astaxantina extraída (g)	0.0745	0.2262	0.0915	0.2538	0.2416
% relativa de astaxantina	1.2503	6.6326	3.0036	6.0780	5.0587
Média ± desvio padrão (%)	4.40 ± 2.24				
% relativa de quitina	31.79	17.48	17.82	21.56	21.66
Média ± desvio padrão (%)	22.06 ± 5.79				

Tabela 2. Resultados da extracção de astaxantina e quitina a partir da carapaça do lagostim.

4. DISCUSSÃO E CONCLUSÕES

Relativamente ao alimento utilizado para a elaboração das dietas dos lagostins, propôs-se inicialmente seleccionar constituintes de fácil aquisição, a baixo preço e que estivessem disponíveis no mercado nacional sem limitações durante o ano. De acordo com Lovell (1989), uma cultura ao nível intensivo necessita de contar com um alimento de boa qualidade, que cubra as exigências da espécie, e a baixo custo. Assim, a escolha recaiu sobre os supracitados alimentos (soja como fonte de proteína; massa, arroz e batata como fontes de hidratos de carbono) e pode-se afirmar que cumpriram os objectivos definidos. Por isso, quanto ao aspecto do custo das dietas de forma a cobrir as exigências nutricionais do animal, pode-se dizer que foi um facto conseguido, pois todos os alimentos utilizados podem ser adquiridos a baixo preço e durante todo o ano nos circuitos comerciais comuns.

Durante o período testado, a dieta formulada contém os elementos essenciais para a sobrevivência do *P. clarkii*. Por observação da Figura 5, pode-se concluir que todos os lagostins aumentaram de peso (com excepção dos lagostins sem alimento) independentemente do tipo de dieta fornecida a cada grupo de indivíduos. Em algumas experiências com estes lagostins de laboratório, Lovell (1989) estabeleceu condições similares ao meio natural, indicando que com níveis de proteína no alimento entre os 20-30% de origem vegetal e com 15-20% de origem animal, os lagostins apresentavam um alto nível de crescimento. Apesar de não se ter incluído proteína de origem animal no *design* experimental, pode-se afirmar que o nível de proteína (20% do alimento total é soja) administrado aos lagostins é o suficiente para que estes aumentem a sua massa corporal. Além disso, este mesmo autor estabeleceu que ao avaliar dietas com quantidade baixas em proteína para lagostins, tanto a nível experimental como em tanques comerciais, obtiveram-se melhores resultados na produção ao adicionar alimento complementar, indicando que usando subprodutos agrícolas, como a palha do arroz e a soja, a produção pode ser aumentada em 1,5 a 2 vezes (Lovell, 1989). Tendo em conta que as dietas usadas eram complementares (ou seja: batata+soja, arroz+soja e massa+soja), pode-se concluir que a escolha do alimento para a elaboração das dietas foi a mais indicada, sem ser necessário recorrer a produtos de difícil obtenção como a palha de arroz. No que se refere aos grupos de lagostins alimentados com arroz e com batata (suplementados com soja) representados respectivamente pela linha azul escura e linha verde fluorescente (ver Figura 5), observa-se que estes têm um aumento progressivo muito semelhante, o que indica que estes dois grupos de lagostins sofreram um aumento aproximado de massa corporal ao longo dos 30 dias. No que se refere à Figura 6, observa-se que

os lagostins alimentados com massa (barra de cor azul claro) tiveram uma variação de massa corporal bastante superior aos restantes lagostins (alimentados com arroz e batata; barras de cor lilás e bege, respectivamente). Pode-se assim afirmar que a dieta maioritariamente constituída por massa foi mais eficiente relativamente ao aumento da massa corporal. Um dos principais objectivos do trabalho experimental realizado centrou-se na possibilidade de extrair pigmentos corados, nomeadamente astaxantina, da carapaça do organismo seleccionado. Dados apresentados por Carranco *et al.* (2003), relativos à composição química aproximada da farinha das cabeças de camarão *Penaeus sp.* mostram um conteúdo de cerca de $0.735 (\pm 0.07) \text{ mg}/100\text{g}_{\text{peso seco}}$ em astaxantina. Este valor é muito semelhante aos valores demonstrados para camarões de diferentes espécies que continham $0.650 \text{ mg}/100\text{g}$; $0.980 \text{ mg}/100\text{g}$ e $0.790 \text{ mg}/100\text{g}$, para *Penaeidae vannami*, *P. monodon* e *P. japonicus* respectivamente, o que equivale a percentagens de 0.00065%, 0.00098% e 0.00079%. O organismo seleccionado, *P. clarkii*, registou uma percentagem de extracção bastante superior: $4.40\% (\pm 2.24)$, que corresponde a uma capacidade de extracção assinalável, superior ao descrito para outras espécies de crustáceos.

O segundo objectivo do trabalho experimental realizado prende-se com a possibilidade de extrair quitina a partir da carapaça de *P. clarkii*. A produção de quitina a partir de organismos marinhos é uma realidade industrial, e os resultados de Tolaimate *et al.* (2003) demonstram ser possível extrair quantidades variáveis (entre 7-40%) deste composto a partir de várias espécies aquáticas. Os resultados obtidos no presente trabalho encontram-se na mesma ordem de grandeza dos valores apresentados pelo estudo acima. Foi possível uma extracção média com uma eficiência de $22.06 (\pm 5.79) \%$ (ver Tabela 2). Tendo em conta que os tratamentos de extracção não foram os mesmos (mas semelhantes) pode-se dizer que a percentagem de extracção é aceitável. A produção de quitina não está reservada aos crustáceos e moluscos. Os resultados de Andrade *et al.* (2003) demonstraram que a produção máxima de quitina a partir do micélio de *Mucor circinelloides* foi de 23.9%, quantidade de quitina que se encontra na proximidade dos valores encontrados no presente estudo, o que permite concluir que a eficácia do processo de extracção de quitina a partir de *P. clarkii* pode rivalizar com processos decorrentes de microorganismos.

BIBLIOGRAFIA

- ANDRADE, V. S., NETO, B. B., FUKUSHIMA, K., CAMPOS-TAKAKI, G. M. (2003). Effect of Medium Components and Time of Cultivation on Chitin Production by *Mucor circinelloides* (*Mucor javanicus* IFO 4570): A Factorial Study. In: *Revista Iberoamericana de Micología*, 20, pp. 149-153.
- ANTONINO, N. A. (2007) *Optimização do Processo de Obtenção de Quitina e Quitosana de Exoesqueletos de Camarões Oriundos da Indústria Pesqueira Paraibana*. Dissertação de mestrado, Universidade Federal da Paraíba, Brasil (Março de 2007).
- AVALT, J. W., JR., HUNER, J. V. (1993). Crawfish Culture in the United States. In: *Crustacean and Mollusk Aquaculture in the United States*, Huner, J. V. and Brown, E. E. (Eds.). Westport, Connecticut USA, AVI Publishing Co., pp. 1-61.
- BARDACH, J. E., RYTHER, J. H., MCLARNEY, W. O. (1990) *Acuicultura, Crianza y Cultivo de Organismos Marinos y de Agua Dulce*. México, AGT Editor, p. 741.
- BATTISTI, M. V. (2002). *Obtenção e Caracterização de Quitina e Quitosana de Macrobrachium rosenbergii*. Dissertação (Mestrado em Ciências/Físico-Química), 89 f., Universidade de São Paulo, Instituto de Química de São Carlos, São Carlos, Brasil.

- BRITTON, G., LIAAEN-JENSEN, S., PFANDER, H. (1995). *Carotenoids Today and Challenges for the Future*. In: Britton, G., Liaaen-Jensen, S. and Pfander, H. (Eds.), *Carotenoids*, vol. 1A: Isolation and Analysis. Basel: Birkhäuser.
- CANELLA, K. M. N. C., GARCIA, R. B. (2001). Caracterização de quitosana por cromatografia de permeação em gel – influência do método de preparação e do solvente. In: *Química Nova*, 24(1), pp. 13-17.
- CARRANCO, M. E., CALVO, C., ARELLANO, L., PÉRES-GIL, F., ÁVILA, E., FUENTE, B. (2003). Inclusión de la Harina de Cabezas de Camarón *Penaeus* sp. en Raciones para Gallinas Ponedoras. Efecto sobre la Concentración de Pigmento Rojo de Yema y Calidad de Huevo. In: *Interciencia*, 28(6), pp. 328-333.
- CORREIA, A. M., FERREIRA, O. (1995) Burrowing Behavior of the Introduced Red Swamp Crayfish *Procambarus clarkii* (Decapoda: *Cambaridae*) in Portugal. In: *Crustacean Biology*, 15, pp. 248–257.
- DAVIS, J. T. (1987). *Biología y Antecedentes del Cultivo del Cangrejo de Río (Acocil)*. FONDEPES-CA FOEXT/A1/87. Cuajimalpa, D. F.
- ELMOSSALAMI, M. K., EMARA, M. T. (1999). Safety and Quality of Fresh Water Crayfish *Procambarus clarkii* in the River Nile, Nahrung. In: *Food*, 43(2), pp. 126–128.
- GIL, M. H., FERREIRA, P. (2006). Polissacarídeos como biomateriais. In: *Química*, 100, pp. 72-74.
- GOOGLE EARTH, 2006
- GUTIÉRREZ-YURRITA, P. J., MARTINEZ, P. J., ILHÉU, M., BRAVO-UTRERA, M. A., BERNARDO, J. M., MONTES, C. (1999). *The Status of Crayfish Populations in Spain and Portugal*. In: Gherardi, F. and Holdich, D. M. (Eds.) *Crayfish in Europe as Alien Species*. *Crustacean Issues* 11, A.A. Balkema, Rotterdam, pp. 161–192.
- HERNÁNDEZ VERGARA, M. P. (1995). *Evaluación del Efecto de Tres Dietas Isoprotéicas en la Sobrevivencia y Crecimiento del Cangrejo Rojo de Río Procambarus clarkii, en Condiciones Experimentales en Manzanillo*, Colima. Tesis de Maestría en Acuicultura. Facultad de Ciencias Marinas, Universidad de Colima. Manzanillo, Colima, México, pp. 4-10.
- HOBBS, H.H. (1972). *The Subgenera of the Crayfish Genus Procambarus (Decapoda: Astacidae)*. *Smithsonian Contributions to Zoology*, number 117. Smithsonian Institution Press, Washington
- KESTER J., FENNEMA, O. (1986) Edible Films and Coatings: A Review. In: *Food Technol.*, 40(12), pp. 47-59.
- KITTUR, F., SAROJA, N., HABIBUNNIS, A., THARANATHAN, R. (2001). Polysaccharide-based Composite Coating Formulations for Shelf-life Extension of Fresh Banana and Mango. In: *Europ. Food Res. Technol.*, 213, pp. 306-311.
- KITTUR, F., THARANATHAN, R. (2003). Chitin – The Undisputed Biomolecule of Great Potential. *Critical Reviews in Food Sci. Nutrition*, 43(1), pp. 61-87.
- LABUZA, T., BREENE, W. (1989). Application of Active Packing for Improvement of Shelf Life and Nutritional Availability of Fresh and Extended Shelf Life in Foods. In: *J. Food Processing Preservation*, 13, pp. 1-69.
- LOVELL, T. (1989). *Nutrition and feeding of fish*. An Avi Book. Published by Van Nostrand Reinhold. New York, U.S.A., 260 pp.
- MARTHUR, N. K., NARANG, C. K. J. (1990). Chitin and Chitosan, Versatile Polysaccharides from Marine Animals, *J. Chem. Educ.*, 67(14), pp. 938-942.
- MORALES, G. J. (1986). *Evaluación de la Eficiencia de Utilización de 3 Dietas en el Crecimiento de Procambarus clarkii en Condiciones de Laboratorio*. Tesis de Licenciatura. Instituto Tecnológico del Mar. Boca del Río Veracruz.
- RÉ ARAUJO, A. D. (1985). *Crecimiento y Sobrevivencia de Procambarus clarkii, Girard (Crustácea decápoda) con Diferentes Temperaturas y Dietas Isocalóricas*. C.I.C.E.S.E. Colección de reimpresos. Ensenada, B.C. México.

- TENG, L. W., KHOR, E., TAN, T. K., LIM, L. Y., TAN, S. C. (2001). Concurrent Production of Chitin from Shrimp Shells and Fungi, *Carbohydrate Res.*, 332, pp. 305-316.
- TOLAIMATE, A., DESBRIERES, J., RHAZI, M., ALAGUI, A. (2003). Contribution to the Preparation of Chitins and Chitosans with Controlled Physico-chemical Properties, *Polymer*, 44(26), pp. 7939-7952.
- TORRISSEN, O. J., CHRISTIANSEN, R. (1995). Requirements for Carotenoids in Fish Diets. *J. App. Ichthyology*, 11, pp. 225-230.
- The International PGP Home Page.** [Em linha]. Disponível em <http://www.astaxanthin.org/astax.htm>. [Consultado em 08/11/2006].
- The International PGP Home Page.** [Em linha]. Disponível em <http://www.chitin.org/chemistry/history.htm>. [Consultado em 5/12/2006].