



VI CONGRESSO NACIONAL DE ENGENHARIA MECÂNICA  
VI NATIONAL CONGRESS OF MECHANICAL ENGINEERING  
18 a 21 de agosto de 2010 – Campina Grande – Paraíba - Brasil  
August 18 – 21, 2010 – Campina Grande – Paraíba – Brazil

## EXTRAÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DE QUITINA E QUITOSANA E A SUA UTILIZAÇÃO NA FABRICAÇÃO DE NANOFIBRAS.

Sânia Maria Belísio de Andrade<sup>1</sup>, [mestrsan@yahoo.com.br](mailto:mestrsan@yahoo.com.br)  
Rasiah Ladchumananandasivam<sup>2</sup>, [rasiah@ufrnet.br](mailto:rasiah@ufrnet.br)  
Rubens Maribondo Nascimento<sup>3</sup>, [rubens@yahoo.com.br](mailto:rubens@yahoo.com.br)

<sup>1 2 3</sup>UFRN-Universidade Federal do Rio Grande do Norte -Programa de Pós-graduação em Engenharia Mecânica – PPGEM, Campus Universitário, Av. Senador Salgado Filho, 3000, Lagoa Nova, Natal, RN 59078-970.

**Resumo:** A quitina é o segundo biopolímero mais abundante encontrado na natureza depois da celulose. Encontrase nos exoesqueletos dos crustáceos tendo como principais fontes: camarão, caranguejo e lagosta, sendo também encontrada em insetos, moluscos e parede celular de fungos. O camarão apresenta na sua composição cerca de 5 a 7% de quitina e o caranguejo 15 a 20%. Diante da preocupação ao destino adequado para os exoesqueletos de crustáceos e para que agressões ao meio ambiente sejam reduzidas, este trabalho foi desenvolvido como forma de contribuir para reduzir a poluição ambiental, agregando valor aos resíduos de crustáceos (camarão – *Litopenaeus vannamei*, *Aristeus antennatus* e caranguejos – *Ucides cordatus*). A produção de quitina possibilita o uso para material funcional, na medicina, indústrias alimentícias, farmacêuticas e químicas. A escolha da quitina justifica-se devido as suas excelentes propriedades, como: biodegradabilidade, biocompatibilidade, atoxicidade, propriedades antibactericida, emulsificante e quelante. A finalidade do presente trabalho visa à extração da quitina das cascas dos crustáceos, pelas etapas de desmineralização, desproteíntização e desodorização. Quitosana é obtida da quitina, por meio do processo de desacetilação. Na etapa de desmineralização trabalhou-se com amostras de exoesqueleto de crustáceos (camarão e caranguejo) na obtenção dos resultados em relações de: 1:3, 1:6 e 1:10, com o objetivo de verificar qual das relações melhor eliminou os carbonatos. Trabalhou-se com análise da morfologia usando MEV, DRX, análise das propriedades térmicas (TG e DTG) e está em processo de montagem o equipamento de eletrofiação para fabricação das nanofibras. Através das análises por difração de Raios-X verificou-se que a quitosana apresentou uma estrutura semicristalina. A menor cristalinidade da quitosana pode explicar os resultados obtidos nas análises termogravimétricas, pois a quitosana apresenta temperaturas de máxima degradação mais baixas do que a quitina. Quanto à morfologia, amostras de quitina e quitosana foram caracterizadas no MEV, onde foram analisadas as características superficiais.

**Palavras-chave:** exoesqueleto, quitina, quitosana, nanofibras.

### 1. INTRODUÇÃO

Diante da preocupação ao destino adequado para os resíduos de crustáceos da indústria pesqueira, estudos têm sido realizados no sentido de encontrar um destino adequado de modo que as agressões ao meio ambiente sejam cada vez mais reduzidas. Pois, o resíduo proveniente do beneficiamento de camarão é constituído por quitina, proteína, carbonato de cálcio e pode causar grande problema de ordem social por ser desagradável no cheiro, atrair insetos e, além disso, pode acarretar danos a saúde humana (Craveiro A. A, Craveiro A. C, Queiroz D. C, 2005; Rocha I. P, Rodrigues J, Amorim LA, 2003).

A quitina e a quitosana, Figura (1) são polissacarídeos que vêm despertando grande interesse de cientistas e tecnólogos como materiais poliméricos funcionais, são polímeros atóxicos, biodegradáveis, biocompatíveis e produzidos por fonte naturais renováveis, tendo aplicações em diversas áreas: agricultura, indústria de alimentos, indústria têxtil, indústria farmacêutica, desenvolvimento de cosméticos e biomateriais, tais como géis, filmes, membranas poliméricas e nanofibras (TONHI; PLEPIS, 2002).

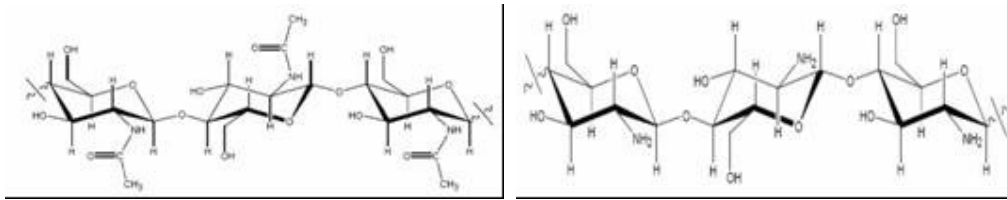


Figura 1. Estrutura química do polissacarídeo quitina (a) e quitosana (b).

A quitina é um polímero natural, linear com unidade monomérica  $\beta$ -(1-4)-N-acetil-D-glucosamina, precursora da quitosana é o segundo biopolímero mais abundante encontrado na natureza depois da celulose (CANELA e GARCIA, 2001). Está presente na parede celular dos fungos, dos crustáceos (camarão, siri, caranguejos, lagostas) e é insolúvel em água, solventes orgânicos, ácidos diluídos e álcalis. Dependendo da origem a quitina pode existir sob três formas diferentes, definidas de acordo com a disposição das cadeias que constituem o polímero, onde podem assumir três conformações polimórficas ( $\alpha$ ,  $\beta$  e  $\gamma$ ), Fig. (2) dependendo de suas estruturas cristalinas (JAWORSKA et. Al, 2003).

A forma  $\alpha$  é encontrada em carapaças de crustáceos, insetos e na parede celular dos fungos, tendo como características uma estrutura onde há um arranjo alternado de cadeias paralelas e antiparalelas. Na forma  $\beta$ , predominante em lulas e algas marinhas microscópicas, há um arranjo de cadeias paralelas. As quitinas  $\alpha$  e  $\beta$  são as mais conhecidas, sendo a  $\alpha$  mais comum e, portanto, também a mais estudada. Já a quitina  $\gamma$  é pouco conhecida por ser encontrada raramente na natureza (WU et. Al, 2001).

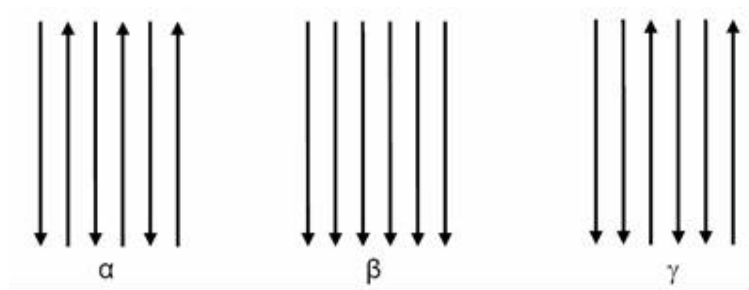


Figura 2. Orientações das cadeias poliméricas nas diferentes formas de quitina.

O Japão, os EUA e a China são os maiores produtores mundiais de quitina, mas o polímero também é produzido, ainda que em menor escala, na Índia, Noruega, Canadá, Itália, Polônia, Chile e Brasil, entre outros (ABRAM, 2004) e diante do desperdício pelas indústrias de conservas em várias partes do mundo, incluindo os EUA (Oregon, Washington, Virgínia), Japão e por várias frotas pesqueiras na Antártica (RINAUDO. M. 2006). Diversas pesquisas têm sido realizadas nos últimos 20 anos visando à obtenção de biomateriais que melhorem tanto a quantidade como a qualidade de vida dos pacientes.

O presente trabalho extraiu a quitina através dos resíduos de crustáceos (camarão – *Litopenaeus vannamei* e *Aristeus antennatus* e caranguejos-*Ucides cordatus*), a qual é um acelerador para cicatrização de feridas, protege contra o ataque microbiano e a passagem do vapor de água, do ar e tem alto poder anti-séptico. O processo de obtenção da quitina seguiu as etapas de desmineralização, desproteinização e desodorização dos resíduos. Após tais etapas foi realizada a obtenção da quitosana. A quitosana é obtida principalmente a partir da desacetilação da quitina. Através da análise de morfologia usou-se o MEV, DRX, análise das propriedades térmicas (TG e DTG) e está sendo desenvolvida a montagem do aparato para fabricação das nanofibras. Verificou-se que a quitosana apresentou uma estrutura semicristalina, pois a menor cristalinidade da quitosana pode explicar os resultados obtidos nas análises termogravimétricas, pois a mesma apresentou temperaturas de máxima degradação mais baixas do que a quitina.

## 2. MATERIAIS E MÉTODOS

### 2.1. Materiais

As matérias-primas utilizadas nesse trabalho são exoesqueletos de crustáceos (camarão-*Litopenaeus vannamei*, *Aristeus antennatus* e caranguejo-*Ucides cordatus*) Fig. (3a e 3b), para obtenção de quitina e produção de quitosana. As mesmas estão sendo adquiridas de feiras e restaurantes locais da cidade do Natal/RN e todos reagentes utilizados nessa etapa desse trabalho são de grau analítico PA, Tab. 1.

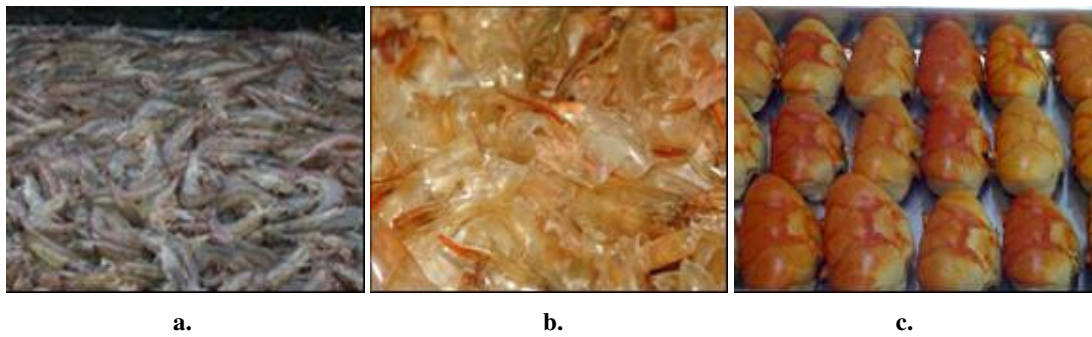


Figura 3 a. Camarão - *Litopenaeus vannamei* b. Camarão- *Aristeus antennatus* c. Caranguejo - *Ucides cordatus*.

Tabela 1. Reagentes utilizados nesse trabalho.

REAGENTES	SIMBOLOGIA	PROCEDÊNCIA
Hidróxido de sódio micropérolas P.A	NaoH	Vetec
Ácido clorídrico P.A	Hcl	Quimex
Hipoclorito de sódio P.A	Naclo	QM
Ácido acético P.A	Hac	Vetec
Acetona propana P.A	(CH <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> CO	Vetec

## 2.2. Métodos

O trabalho é desenvolvido por meio de matéria-prima de crustáceos (*Litopenaeus vannamei* e *Aristeus antennatus*), onde é extraída a quitina e a quitosana. Foram realizadas análise de morfologia usando MEV e DRX, análise das propriedades térmicas (TG e DTG) de quitina e quitosana e está sendo desenvolvida a montagem do aparelho para fabricação de nanofibras de quitosana.

## 2.3. Processo de Obtenção da Quitina e Quitosana

O processo utilizado para a obtenção de quitina a partir de carapaças de crustáceos foi semelhante ao processo utilizado por Soares, para resíduos de camarão, conforme representado na Fig. (4), onde segue as etapas de pré-tratamento, desmineralização, desproteíntização, desodorização e secagem. Tais etapas foram realizadas no laboratório têxtil da UFRN/LABTEX.

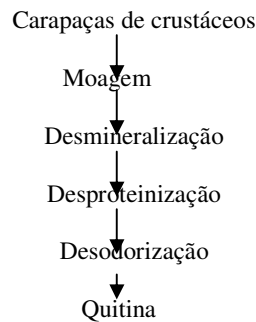


Figura 4. Fluxograma de produção de quitina.

Uma das operações preliminares à obtenção de quitina, teve como objetivo a separação do material grosseiro, entre eles material vegetal, porções de tecido e outros materiais que eventualmente possam acompanhar o resíduo. No caso dos resíduos dos crustáceos, esse pré-tratamento inclui moagem, a fim de obter menor granulometria, a granulometria usada nesse trabalho foi de 0,297 mm. A etapa de desmineralização teve por objetivo reduzir o teor de cinzas. Na etapa de desmineralização, a princípio analisou-se os exoesqueletos de camarão e caranguejo nas relações de 1:3, 1:6 e 1:10, com objetivo de verificar qual das relações que melhor eliminou os carbonatos e fosfatos. As etapas estão descritas na Tab (2a e 2b).

Tabela 2a. Etapas de desmineralização com exoesqueleto de camarão - *Litopenaeus Vannamei* nas relações de 1:3, 1:6 e 1:10.

ETAPA	PROCESSO	PESO (g)	Hcl (%)	T (°C)	TEMPO (h)	RELAÇÃO sol/liq
1	Desmineralização	10	2,5	23	1	1:3
1	Desmineralização	10	2,5	23	1	1:6
1	Desmineralização	10	2,5	23	1	1:10

Tabela 2b. Etapas de desmineralização com exoesqueleto de caranguejo - *Ucides cordatus* nas relações de 1:3, 1:6 e 1:10.

ETAPA	PROCESSO	PESO (g)	Hcl (%)	T (°C)	TEMPO (h)	RELAÇÃO sol/liq
1	Desmineralização	10	7,0	23	1	1:3
1	Desmineralização	10	7,0	23	1	1:6
1	Desmineralização	10	7,0	23	1	1:10

Trabalhou-se com ácido clorídrico (Hcl) 2,5% v/v, para camarões e 7,0% v/v para caranguejos, como mostra Fig. (5a e 5b). Ambos após a lavagem até pH neutro e filtragem foram colocados em estufa em temperatura 80 °C por 1h e 25 min e em seguida dessecador até temperatura constante.



Figura 5a. Amostras de camarão

b. Amostras de caranguejo

A etapa de desproteínização teve a função de reduzir o teor de nitrogênio protéico e usou-se a solução de hidróxido de sódio 5% p/v sob agitação e lavagem até pH neutro. Na etapa de desodorização, a matéria-prima desproteínizada foi colocada sob agitação e adicionou-se solução de hipoclorito de sódio 0,36% v/v. O objetivo dessa operação foi reduzir o odor do material e retirada de pigmentos. Realizou-se a lavagem com água para retirar o hipoclorito de sódio restante, até pH neutro. Após a desodorização ocorreu a secagem da quitina úmida à temperatura de 80°C por quatro horas.

O processo utilizado para obter a quitosana está apresentado na Fig. (6). Realizou-se a partir da desacetilação da quitina, com solução de NaOH 45°Bé (42,3%). Essa reação ocorreu com agitação e aquecimento, por duas horas. Ao término do tempo de reação foi realizada lavagem com água, retirando o excesso do reagente, o que se verificou por meio da medição do pH. Adicionou-se a quitosana em solução de 1% ácido acético, obtendo a quitosana dissolvida, até pH aproximadamente 6,0. Precipitou-se em soluções alcalinas até pH 12,5 em seguida neutralizou-se com ácido até pH 7,0. Após a secagem em estufa e temperatura constante, obteve-se a quitosana purificada, como mostra a Fig. (6).



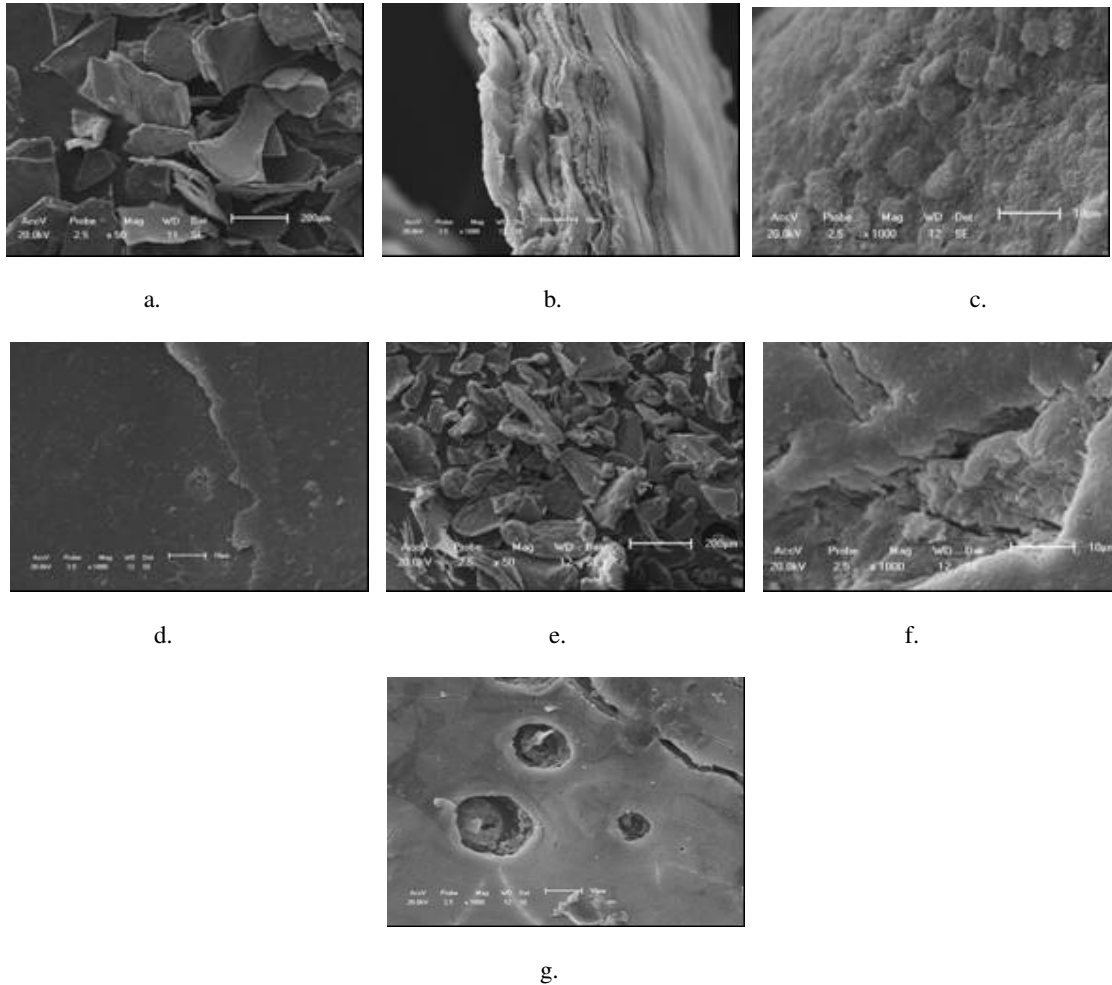
Figura 6. Fluxograma de produção de quitosana.

### 3. RESULTADOS

#### 3.1. MEV

As características morfológicas dos sólidos estudados (quitina e quitosana) foram analisadas por técnica de microscopia eletrônica de varredura (MEV) e os resultados mostraram que as mesmas apresentaram estruturas similares com aspectos de várias partículas geometricamente irregulares finas e frouxamente unidas, como as Fig. (7a e 7e) e ainda apresentam uma superfície heterogênea.

As micrografias das amostras em análise mostraram morfologias de superfícies bastante rugosas e fibrosas, como observa-se nas Fig. (7b, 7c e 7d e 7f). As características apresentadas na micrografia da Fig. (g) mostra alguns poros podendo ser devido a concentrações acentuadas de NaOH.



**Figuras 7. Micrografias, ampliações de (a) Quitina em 50 X, (b) Quitina em 1000 X, (c) Quitina em 1000 X, (d) Quitosana em 1000 X, (e) Quitosana em 50 X, (f) Quitosana em 50 X e (g) Quitosana em 1000 X.**

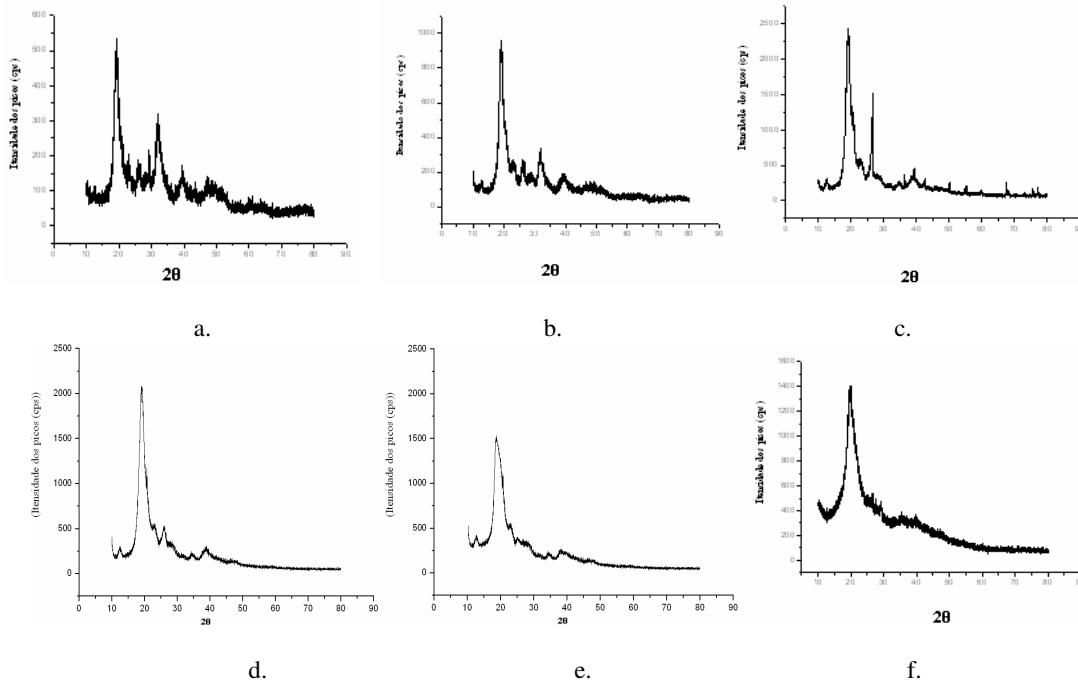
#### 3.2 Difração de raios-X

As medidas de difração de raios-X foram realizadas em Difratorômetro Universal de raios-X, modelo Shimadzu XRD-6000, com radiação de Cu, com potência de 30 kV e corrente de 30 mA. As amostras foram submetidas difratometria de raios X, com varredura de 10 a 80°. A quitina e a quitosana foram trabalhadas em mesh de 48 (0,297 mm).

O emprego de difração de raios X também permite distinguir claramente a quitina de seu derivado desacetilado (quitosana). De fato, o difratograma de quitina apresentou sinais mais resolvidos e em maior número Fig. (8a, 8b e 8c) do que observado nos difratogramas da quitosana Fig. (8e e 8d). O que é atribuída à existência de domínios cristalinos, maiores em maior número no caso da quitina. (ROBERTS, 1992 e ZHANG et al., 2000).

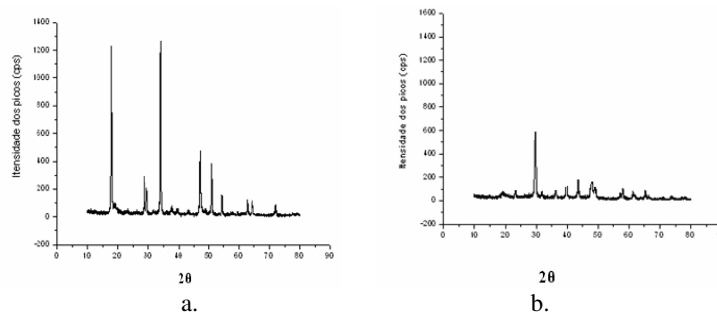
Observando na Fig. (8a) o espectro de quitina de camarão mostra vários picos cristalinos, sendo os mais intensos relativos às intensidades de (514) e (318) cps, correspondentes a  $2\theta = 19.280^\circ$  e  $2\theta = 31.900^\circ$ , respectivamente, enquanto na Figura (8b) os picos cristalinos, relativos às intensidades de (954) e (334) cps, correspondem a  $2\theta = 19.256^\circ$  e  $2\theta =$

32.040°. Na Figura (8c) os picos cristalinos, relativos às intensidades de (2396) e (1524) cps são correspondentes a  $2\theta = 19.040^\circ$  e  $2\theta = 26.500^\circ$ . Na Figura. (8d) pico cristalino, relativo à intensidade de (2050) cps, o qual correspondente a  $2\theta = 19.100^\circ$ . Na Figura (8e) os picos cristalinos, relativos às intensidades de (1566) cps é correspondentes a  $2\theta = 18.729^\circ$ . Observando na Figura (8f) o espectro de quitosana mostra pico cristalino, relativo à intensidade de (1404) cps correspondente a  $2\theta = 19.840^\circ$ . Verificou-se ainda nesse difratograma que a quitosana apresenta uma estrutura semicristalina.



**Figura 8. Difratogramas de raios-X de 10 a 80° (2θ). a. Quitina de camarão cinza - *Litopenaeus Vannamei* b. e c. Quitina de camarão vermelho - *Aristeus antennatus* d. Quitosana de camarão vermelho- *Aristeus antennatus* e. Quitosana de camarão cinza- *Litopenaeus Vannamei* f. Quitosana de camarão cinza- *Litopenaeus Vannamei***

Observando na Figura (9a) o espectro de quitina de caranguejo mostrou vários picos cristalinos, sendo os mais intensos relativos às intensidades de (1232), (1262), (474), (380) e (228) cps, correspondentes a  $2\theta = 18.040^\circ$ ,  $2\theta = 34.140^\circ$ ,  $2\theta = 47.160^\circ$ ,  $2\theta = 50.820^\circ$  e  $2\theta = 28.780^\circ$  respectivamente, enquanto na Fig. (9b) o pico cristalino, relativo à intensidade de (566) cps, o qual corresponde a  $2\theta = 29.520^\circ$ .



**Figura 9. Difratogramas de raios-X obtido de 10 a 80° (2θ). a. Quitina de caranguejo- *Ucides cordatus* b. Quitosana de caranguejo- *Ucides cordatus***

A quitosana por si só não apresenta padrão de cristalinidade absoluta, por isso, a partir dos dois picos de maior intensidade da difratometria de raio-X desse material foi determinado os índices de cristalinidade. O índice de cristalinidade ( $I_{CR}$ ) pôde ser determinado com o emprego da Eq (1) (LI et al, 1998).

$$I_{CR} = \frac{I_C - I_A}{I_C} \times 100 \quad (1)$$

Sendo:  $I_C$  e  $I_A$  as Intensidades dos sinais das regiões cristalinas ( $2\theta \approx 20^\circ$ ) e amorfas ( $2\theta \approx 10$  a  $13^\circ$ ), respectivamente. A relação entre o grau de desacetilação (GD) e o índice de cristalinidade relativo é inversa, quanto maior índice de cristalinidade menor será o grau de desacetilação, já que é característica das quitinas possuírem elevado grau de cristalinidade. Na Tabela (3) encontra-se dados relacionando as amostras analisadas com seus índices de cristalinidade e grau de desacetilação.

**Tabela 3. Resultados apresentados com quitina e quitosana de camarão e caranguejo.**

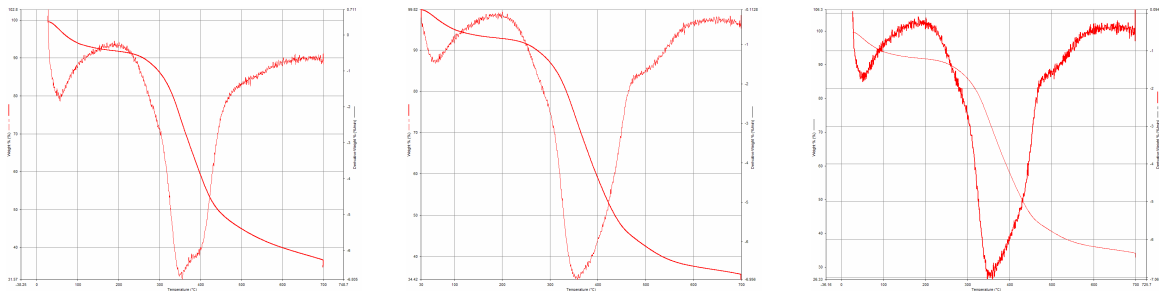
Amostras	$I_A$	$I_C$	% $I_{CR}$	%GD
Quitina de camarão cinza <i>Litopenaeus Vannamei</i>	116	514	77,4	-
Quitina de camarão vermelho <i>Aristeus antennatus</i>	151	954	84,2	-
Quitina de camarão vermelho <i>Aristeus antennatus</i>	274	2396	88,5	-
Quitosana de camarão vermelho <i>Aristeus antennatus</i>	290	2050	85,8	73,0
Quitosana de camarão cinza <i>Litopenaeus Vannamei</i>	431	1566	72,4	70,2
Quitosana de camarão cinza <i>Litopenaeus Vannamei</i>	474	1404	66,2	69,4
Quitina de caranguejo <i>Ucides cordatus</i>	37	1262	97,0	-
Quitosana de caranguejo <i>Ucides cordatus</i>	72	566	87,0	71,8

Os resultados dos índices de cristalinidade ( $I_{CR}$ ) mostraram valores bem próximos para a quitina com o tratamento químico de hidróxido de sódio. A quitina conduziu a baixa cristalinidade da quitosana, bem como as condições dos tratamentos promovidos para a quitina e quitosana. Deve ser ainda salientado que a cristalinidade das amostras depende de vários fatores, como a natureza do organismo do qual foi extraída e as condições empregadas na extração do polímero. Dessa maneira, amostras de quitina obtidas possuem um padrão de difração com picos bem definidos e cristalinidade elevada. A quitosana extraída de cefalotórax do caranguejo exibiu índice de cristalinidade 87% enquanto a dos camarões variou entre 66 e 85,8 %.

### 3.3. Análise Termogravimétrica (TG/DTG)

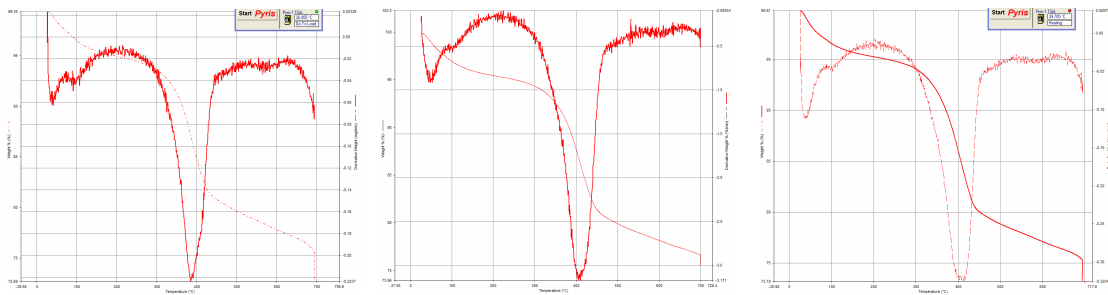
As curvas foram obtidas com razão de aquecimento de  $10^\circ\text{C min}^{-1}$  sob atmosfera dinâmica de ar, no intervalo de temperatura de 25 –  $700^\circ\text{C}$ . As curvas TG das amostras foram obtidas para verificar o perfil da decomposição térmica e para determinar os intervalos de temperatura correspondente às percentagens de hidratação, decomposição de material orgânico e resíduo formado utiliza-se as curvas DTG, correspondente à derivada primeira das curvas de TG. Inicialmente, realizou-se um estudo do efeito da concentração de HCl nas amostras de exoesqueleto de camarão e caranguejo, a fim de determinar o teor de carbonatos.

O processo de desmineralização, Fig. (10 e 11) foi realizado em três relações: 1:3, 1:6 e 1:10, como pode ser observado nas curvas de perda de peso em função da temperatura em exoesqueletos de camarões e caranguejos.



**a. Desmineralização - relação 1:3    b. Desmineralização - relação 1:6    c. Desmineralização - relação 1:10**

**Figura 10. Curvas de TG/DTG em exoesqueleto de camarão- *Litopenaeus Vannamei* desmineralizado em HCl, relações de a. 1:3, b. 1:6 e c. 1:10.**



a. Desmineralização - relação 1:3    b. Desmineralização - relação 1:6    c. Desmineralização - relação 1:10

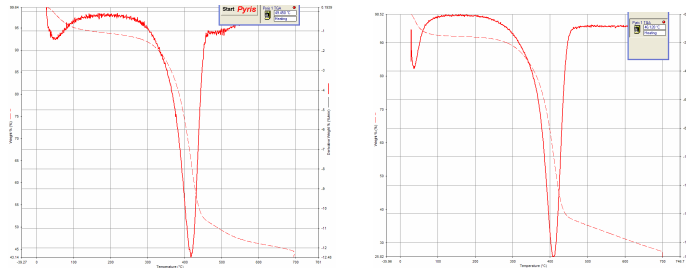
**Figura 11. Curvas de TG/DTG em exoesqueleto de caranguejo - *Ucides cordatus* desmineralizado em HCl, relações de a. 1:3, b. 1:6 e c. 1:10..**

Observa-se que os perfis das curvas termogravimétricas (TG/DTG) foram semelhantes. De acordo com os resultados obtidos é preferível utilizar uma concentração menor no processo de desmineralização, evitando assim a degradação.

As Figuras (12.a, 12.b, 12.c, 12.d e 12.e) descrevem o perfil da decomposição térmica de uma curva TG/DTG das amostras de quitina e quitosana. Nos termogramas das quitinas Fig. (12.a e 12.c) podem-se observar dois estágios de decomposição, o primeiro ocorre na faixa de 50-100°C, e é atribuído a evaporação de moléculas de água. O segundo estágio de decomposição ocorre na faixa de 400-500°C e poderiam ser atribuídos à degradação da estrutura sacarídea da molécula, incluindo a desidratação dos anéis sacarídeos e a polimerização e decomposição das unidades acetiladas e desacetiladas das quitinas.

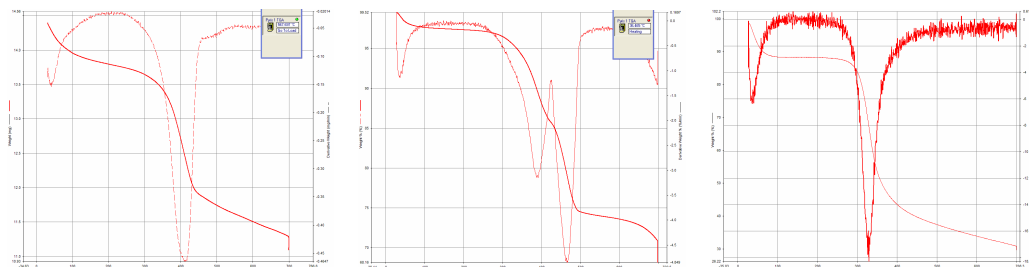
No termograma da quitosana Fig. (12.b), observam-se dois estágios de decomposição, semelhantes ao encontrado na quitina, ocorrendo respectivamente nas faixas de 40-100°C e 400-500°C. Na Figura (12.d) observam-se quatro estágios de decomposição, ocorrendo respectivamente nas faixas de 40-100°C, 300-400°C, 400-500°C e 600-700°C. Na Figura (12.e), ocorre em dois estágios na faixa de 40 a 100°C e na faixa de 300-400°C.

O segundo estágio de decomposição de quitosana de caranguejo Fig. (12.d) e de quitosana industrial Fig. (12.e) ocorreu em uma temperatura menor do que a observada para a decomposição da quitina. Isso sugere que a quitosana possui uma menor estabilidade térmica. O pico que aparece em torno de 390°C e 329°C respectivamente pode ser devido à degradação de parte da molécula que foi desacetilada. Assim, percebe-se que a amostra apresentou um processo de desidratação, seguido da decomposição do biopolímero, com geração de material carbonizado.



a. Quitina de camarão

b. Quitosana de camarão



c. Quitina de caranguejo

d. Quitosana de caranguejo

e. Quitosana industrial de camarão

**Figura 12. a. e 12. b. Curvas de TG/DTG em quitina e quitosana de camarão. 12c. e 12d. Curvas de TG/DTG em quitina e quitosana de caranguejo. 12 e. curva de quitosana industrial de camarão.**



#### 4. AGRADECIMENTOS

A Deus.

À CAPES e CNPq.

Ao PPGEM.

Dr. Rakesh Kumar, Dr. R. Anadjiwala e Dr. Maya John de CSIR, África do Sul e Prof. S. Thomas, MGU, Índia.

#### 5. REFERÊNCIAS

- Abram, P., 2004, Chitin e Chitosan: Obtención caracterización y aplicaciones, Pontificia Universidad Católica- Perú.
- Canella, K. M. N. C., Garcia, R. B., 2001, "Chitina characterization por cromatografia de permeação em gel – influência do método de preparação e do solvente", Química Nova, Vol. 24, No. 1, pp. 13-17.
- Craveiro, A. A., Craveiro, A.C., Queiroz, D.C., 1998, "Quitosana: A fibra do futuro". Editora Universitária.261-266.
- Li, J. K.; Wang, N. & Wu, X. S. - 1998. J. Control Release, 56, p. 117
- Jaworska, M., Sakurai, K., Gaudon, P., Guibal, E., 2003, "Influence of chitosan characteristics on polymer properties. I: Crystallographic properties, Polymer International", pp. 198–205.
- Rinaudo, M., 2006, "Prog. Polym. Sci. 31, 603-632".
- Roberts, G. A. F., 1992, "Chitin Chemistry", Macmillan: London.
- Rocha, I.P., Rodrigues, J., Amorim, L.A., 2004, "Carcinicultura brasileira. Revista da Associação Brasileira de Criadores de Camarão", pp. 30.
- Soares, N. et al 2001. Estudo da produção de quitosana a partir de resíduos de camarão em escala piloto. Ijuí, RS.
- Tonhi, E., Plepis, A. M. G., 2002, "Quim. Nova", pp. 25, 943.
- Zhang, M., Haga, A., Sekiguchi, H., Hirano, S., 2000, "Int. J. Biol. Macromol". 27, 1.
- Wu, F. C., Tseng, R. L., Juang, R. S., 2001, "Enhanced abilities of highly swollen chitosan beads four colour removal and tyrosinase immobilization", journal of hazardous materials 81, pp. 167-177.

#### 6. DIREITOS AUTORAIS

Sânia Maria Belísio de Andrade,  
Rasiah Ladchumananandasivam,  
Rubens Maribondo Nascimento,

## EXTRACTION AND CHARACTERIZATION OF CHITIN AND CHITOSAN AND IT USED IN THE PRODUCTION OF NANOFIBERS

Sânia Maria Belísio de Andrade<sup>1</sup>, [mestrsan@yahoo.com.br](mailto:mestrsan@yahoo.com.br)

Rasiah Ladchumananandasivam<sup>2</sup>, [rasiah@ufrnet.br](mailto:rasiah@ufrnet.br)

Rubens Maribondo Nascimento<sup>3</sup>, [rubens@yahoo.com.br](mailto:rubens@yahoo.com.br)

<sup>1 2 3</sup> UFRN-Universidade Federal do Rio Grande do Norte. Programa de Pós-graduação em Engenharia Mecânica – PPGEM, Campus Universitário, Av. Senador Salgado Filho, 3000, Lagoa Nova, Natal, RN 59078-970.

**Abstract:** Chitin is the second more abundant biopolymer found in nature after to cellulose. It is found in the exoskeletons of crustaceans and its main sources: shrimp, crab and lobster, also found in insects, mollusks and fungal cell wall. About 5 to 7% and 15 to 20% chitin are found in shrimps and crabs respectively. Due to the concern to the appropriate destiny for the exoskeletons of crustaceans and so that aggressions to the environment are more and more reduced, this work was developed as form of contributing to reduce the environmental pollution, aggregating value to the residues of the crustaceans (shrimp-*Litopenaeus vanname*, *Aristeus antennatus* and crabs - *Ucides cordatus*). Chitin is used as a functional material in medical applications, food, pharmaceutical and chemical industries. The choice of the chitin is justified due to its excellent properties: biodegradability, biocompatibility, non toxicity, antibactericity as well as emulsificants and quelants. In the present work chitin was extracted from shells of crustaceans using desmineralisation, deproteinization and desodorisation. Chitosan was obtained from chitin, through the deacetylation process. In the desmineralisation stages, samples of exoskeletons of crustaceans were used in the proportions of 1:3, 1:6 and 1:10 in order to verify degree of carbonate and phosphate elimination. Morphology analysis was carried out using SEM (Scanning Electron Microscope), DRX (Differential X-ray Diffraction) and thermal analysis was carried out using TG (Thermogravimetric analysis) and DTG (Differential Thermal Analysis). We are in the process of setting up the electrospinning equipment. Through the DRX analysis it was verified that the chitosan has a semicrystalline structure. The lowest crystallinity of chitosan could be explained from the results of thermogravimetric analysis, as the chitosan shows very low degradation temperatures. Regarding morphology, surface characteristics of the samples of chitin and chitosan were observed in the micrograms from SEM.

**Keywords:** exoskeleton, chitin, chitosan, nanofibers.

