

## **DESENVOLVIMENTO E CARACTERIZAÇÃO DE MAGNETOLIPOSSOMAS**

**DOS SANTOS, Sandra Cruz, FARIA, Aline Loise Santana, PARIZE, Alexandre  
Luís, MARANHÃO, Tatiane de Andrade (autores)  
DE LIMA, Vânia Rodrigues (orientador)**

**Evento: XVII Encontro de Pós-Graduação  
Área do conhecimento: Físico-Química**

**Palavras-chave:** nanopartículas; lipossomas; encapsulamento

### **1 INTRODUÇÃO**

O encapsulamento de nanopartículas magnéticas (NPM) tem sido aplicado em imunoenaios, marcação celular, no diagnóstico e tratamento de diversas doenças<sup>1</sup>. Através da aplicação de um campo magnético externo, as NPM podem ser facilmente manipuladas para alcançar a região alvo no organismo<sup>2</sup>. Adicionalmente, a liberação de um fármaco desencadeada a partir de lipossomas melhora a eficácia terapêutica e minimiza os efeitos adversos de fármacos<sup>3</sup>. Assim, os principais objetivos deste estudo são produzir e caracterizar lipossomas contendo NPM (ou magnetolipossomas – MLS) bem como analisar a porcentagem de encapsulamento desses sistemas.

### **2 REFERENCIAL TEÓRICO**

Na última década, vale destacar o grande avanço relacionado ao uso das NPM em sistemas de liberação de fármacos. Híbridos de componentes magnéticos e conjuntos de fosfolípidios são denominados magnetolipossomas (MLS) e têm sido desenvolvidos por combinarem especificidade, bem como funções terapêuticas e de diagnóstico em um único complexo nanoestruturado. Também apresentam vasta aplicabilidade como agentes de contraste e em hipertemia<sup>4,5,6,7,8</sup>.

### **3 MATERIAIS E MÉTODOS**

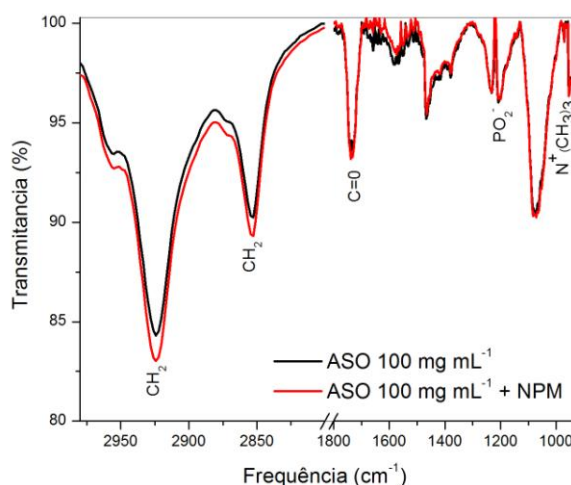
Os MLS foram preparados pelo método por evaporação de fase reversa<sup>9,10</sup>. A hidratação de lipossomas de Asolecitina de soja (ASO), com ou sem NPM de  $\gamma$ -Fe<sub>2</sub>O<sub>3</sub>, foi realizada com solução tampão de tricina/MgCl<sub>2</sub> – pH 7,4. Foram preparadas quatro amostras: A1 (ASO: 100 mg mL<sup>-1</sup>), A2 (ASO: 100 mg mL<sup>-1</sup>, pós-lavagem com água), N1 (razão lipídio/NPM = 0,002) e N2 (razão lipídio/NPM = 0,002, pós-lavagem com água). As técnicas de Infravermelho com Transformada de Fourier com Refletância Total Atenuada Horizontal (Shimadzu-IR Prestige-21, disponível na FURG), Espectroscopia de UV-visível (Shimadzu UV-2550, disponível na FURG,  $\lambda$ =400nm) e Espectrometria de Absorção Atômica em forno de grafite (UFSC) foram utilizadas para caracterização do sistema.

### **4 RESULTADOS e DISCUSSÃO**

Os espectros de FTIR, Figura 1, mostram os picos referentes aos estiramentos axiais dos grupos presentes em regiões específicas dos lipídios ( $\nu_{as}$  PO<sub>2</sub><sup>-</sup>,  $\nu_{as}$  CN<sup>+</sup>C,  $\nu_{as}$  NCH,  $\nu$ C=O,  $\nu_s$  CH<sub>2</sub> e  $\nu_{as}$  CH<sub>2</sub>). A partir dos espectros, não foram verificadas

alterações nas frequências e larguras dos picos. Isto indica que as NPM não influenciam no grau de hidratação e mobilidade das regiões lipídicas (polar, interfacial e hidrofóbica dos lipossomos de ASO). As medidas de turbidez mostraram que as NPM tampouco influenciam no estado de fases dos MLS. O encapsulamento medido por espectrometria de absorção atômica foi: para N1, 5,1% e, para N2, 4,6%. Esses dados mostram pouca diferença de encapsulamento nesses sistemas, indicando que as NPM podem ter sido majoritariamente incorporadas no lipossomo e que o processo de lavagem não influencia na quantidade de NPM encapsulada.

Figura 1 – FTIR de ASO 100 mg mL<sup>-1</sup> e MLS (razão ASO/NPM 0,002)



Fonte: Os autores

## 5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A partir da análise dos espectros de FTIR e resultados de turbidez, pode-se verificar que a inserção nas NPM não alterou a conformação estrutural dos lipossomas. Em destaque, foi verificada a porcentagem de encapsulamento para o método de preparo testado. Os resultados incentivam a continuação do estudo visando uma melhor quantidade de encapsulamento desses sistemas para serem utilizados em terapias farmacológicas.

## REFERÊNCIAS

- <sup>1</sup> A. Akbarzadeh, et al. *Nanoscale Res. Lett.* 2012, 7, 144-156.
- <sup>2</sup> P. B. Santhosh, et al. *Cancer Lett*, 2013, 336, 8-17.
- <sup>3</sup> P. Kulshrestha, et al. *Colloid Surface B*, 2012, 96, 1-7.
- <sup>4</sup> S.J. Soenen, et al. *Nanomed Nanobiotech*, 2011, 3, 197-211.
- <sup>5</sup> H. Guo, et al. *Carbohydr Polym*, 2015, 118, 209-217.
- <sup>6</sup> M. Babincova, et al. *Bioelectroch*, 2002, 55, 17-19.
- <sup>7</sup> M. Bárbara, et al. *Nanomed Nanotech Biol Med*, 2014, 10, 207-214.
- <sup>8</sup> A. Ketkar-Atre, et al. *Biomaterials*, 2014, 35, 1015-1024.
- <sup>9</sup> F. Szoka, D. Papahadjopoulos, *Proc. Natl. Acad. Sci.*, 1978, 75, 4194-4198.
- <sup>10</sup> O. Mertins, et al. *Chem. Phys. Lipids*, 2005, 138, 29-37.