

Modelagem de estruturas 3D para impressão 3D / *Two Photon Polymerization*

Luana Hochman Kocinas¹, Claudio Yamamoto Morassuti², Izaque Alves Maia¹,
Leonardo Mendes Ribeiro Machado¹

lkocinas@cti.gov.br, cymorassuti@cti.gov.br, izaque.maia@cti.gov.br,
lmachado@cti.gov.br

¹Divisão de Tecnologias para Produção e Saúde – DITPS
CTI/MCTI Renato Archer – Campinas/SP

²Fundação de Apoio à Capacitação em Tecnologia da Informação

Abstract. *Microneedles and 3D scaffolds are promising for drug delivery and tissue engineering, but require high-precision techniques at the microscale. This work presents the fabrication of such structures by Two-Photon Polymerization (2PP), using CAD models printed with the UpNano NanoOne 250 system. Optical microscopy and micro-computed tomography revealed high geometric and volumetric fidelity, with microneedle internal channels effectively opened and scaffolds showing porosity close to the design. Fluid flow tests confirmed microneedle functionality, demonstrating the potential of 2PP for producing complex biomedical microstructures.*

Resumo. *Microagulhas e scaffolds 3D são promissores para administração de fármacos e engenharia tecidual, mas exigem técnicas de alta precisão quando em dimensões micrométricas. Este trabalho apresenta a fabricação dessas estruturas por polimerização por dois fótons (2PP), a partir de modelos CAD impressos no sistema UpNano NanoOne 250. A caracterização por microscopia óptica e microtomografia revelou alta fidelidade geométrica e volumétrica, com canais internos das microagulhas efetivamente abertos e scaffolds apresentando porosidade próxima à projetada. Testes de fluido confirmaram a funcionalidade das microagulhas, evidenciando o potencial da 2PP para produção de microestruturas biomédicas complexas.*

1. Introdução

As microagulhas têm se destacado como alternativa promissora para administração de medicamentos e coleta de fluidos, por serem minimamente invasivas, indolores e com menor risco de infecção, aplicando-se desde a liberação transdérmica até terapias localizadas, como tratamentos oftálmicos [19]. Já os *scaffolds* são fundamentais na engenharia tecidual, atuando como matrizes de suporte que favorecem a adesão celular e a regeneração de tecidos, além de possibilitar a criação de microambientes in vitro [5]. Apesar das diferenças, ambas as estruturas exigem técnicas avançadas de fabricação em escala micrométrica, sendo a polimerização por dois fótons (I3D-2PP) a mais utilizada.

A polimerização por dois fótons destaca-se pela capacidade de produzir microestruturas complexas em escala submicrométrica, solidificando seletivamente um fotopolímero via laser. Aplicada ponto a ponto, a técnica permite alta precisão geométrica, essencial em microagulhas, especialmente na formação do canal interno.

O presente trabalho propõe, portanto, uma abordagem que abrange desde a modelagem computacional e fabricação por *Two-Photon Polymerization* (2PP), até a

caracterização morfológica detalhada por microscopia óptica e microtomografia computadorizada, com análise de fidelidade de impressão e validação funcional dos canais internos das microagulhas por teste de fluido. Os resultados contribuem na compreensão da capacidade de impressão de geometrias críticas com precisão.

2. Metodologia e Materiais

2.1. Revisão Bibliográfica

A pesquisa bibliográfica foi feita com o objetivo de embasar a modelagem e caracterização de microagulhas e *scaffolds*. Foram consultadas bases de dados científicas, como o Portal de Periódicos da CAPES e o Google Scholar. Adicionalmente, foram consultados os sites institucionais da *UpNano* e *Nanoscribe*.

Os trabalhos revisados forneceram uma base importante para a definição dos modelos geométricos adotados, e para a escolha de parâmetros de impressão adequados à técnica de 2PP. Foram analisados 21 artigos publicados no período de 2017 a 2025.

A análise dos artigos evidencia a predominância da polimerização por dois fótons como técnica de fabricação para microestruturas complexas. É uma técnica promissora na produção de microagulhas para administração transdérmica de fármacos [14] e liberação localizada de medicamentos, como no ouvido interno [1]. Além disso, essa técnica vem sendo aplicada em áreas como cultura celular 3D, engenharia tecidual e medicina regenerativa, bem como na modelagem de tecidos complexos como redes neuronais [3] e tecido cardíaco [20].

Embora muitos estudos avancem nas aplicações e fabricação dessas estruturas, poucos exploram em profundidade a fidelidade de impressão. Este artigo busca preencher essa lacuna por meio da caracterização morfológica, com análise de excentricidade, porosidade real e volume impresso, fornecendo dados quantitativos que ampliam a compreensão sobre como variações geométricas influenciam o desempenho funcional de microagulhas e *scaffolds* em alta resolução.

2.2. Modelagem Assistida por Computador (CAD)

A modelagem 3D das três microestruturas foi realizada no software Rhinoceros 7: uma microagulha com canal interno para administração controlada de fármacos, com geometria definida com base em proporções descritas na literatura, e dois *scaffolds* porosos para suporte ao crescimento celular. O primeiro *scaffold* possui base quadrada com poros regulares, e o segundo base circular, simulando estruturas adaptadas a substratos curvos.

As microagulhas foram projetadas com espaçamento de 500 µm entre si, com altura de 670 µm, diâmetro externo de 150 µm, espessura de parede de 60 µm e canal interno com 30 µm de diâmetro. Além disso, uma base alargada garante estabilidade e acoplamento ao substrato, com aumento gradual do diâmetro até atingir 280 µm. Por fim, uma ponta cônica facilita a inserção da agulha em tecidos moles. Foi feita também

uma plataforma que funciona como reservatório para fluidos a serem aplicados. As dimensões estão detalhadas na Figura 1.

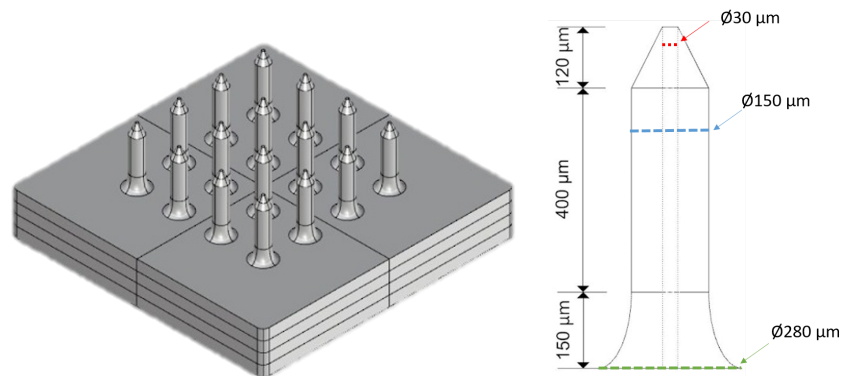


Figura 1. a) Imagem isométrica do modelo CAD das microagulhas com reservatório. b) Imagem técnica frontal de uma microagulha ampliada.

Os *scaffolds* foram projetados com geometrias modulares e repetitivas, contendo poros cúbicos de 0,1 mm de lado e espaçamento uniforme de 70 µm entre poros adjacentes. Como mostra a Figura 2, o modelo quadrado apresenta 4,49 mm de lado, enquanto o circular possui 4,49 mm de diâmetro. Ambos apresentam altura total de 0,9 mm.

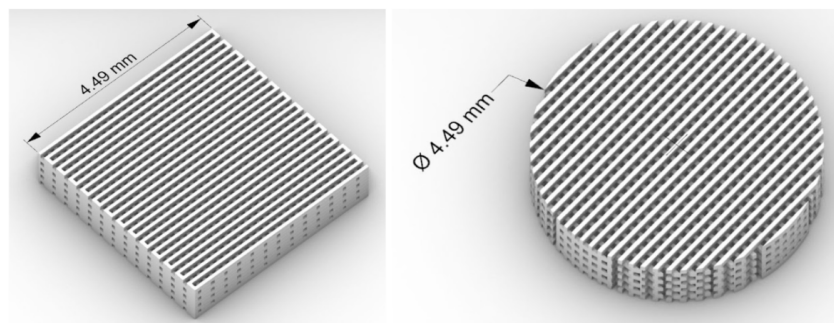


Figura 2. Imagens isométricas do modelo CAD dos scaffolds. a) Modelo quadrado. b) Modelo circular.

Com as ferramentas de análise volumétrica do Rhinoceros, foi possível determinar o volume teórico das estruturas: 3,795 mm³ para as microagulhas, 7,801 mm³ para o *scaffold* quadrado e 6,121 mm³ para o cilíndrico. A porosidade teórica foi calculada pela relação entre o volume com poros e o volume total se a estrutura fosse sólida:

$$\text{Porosidade teórica (\%)} = \left(\frac{V_{\text{sólido}} - V_{\text{poroso}}}{V_{\text{sólido}}} \right) \times 100$$

Para o *scaffold* quadrado modelado, o volume sólido estimado foi de 18,144 mm³, resultando em uma porosidade teórica de aproximadamente 57%. Já para o

scaffold circular, o volume sólido estimado foi de 14,250 mm³, resultando, também, em uma porosidade teórica de aproximadamente 57%.

2.3. Impressão das Estruturas

As impressões foram realizadas por 2PP utilizando o sistema *UpNano NanoOne 250*, operando com laser de 780 nm, com objetiva de 10×. O fotopolímero utilizado foi a resina *UpPhoto*. Os arquivos CAD dos modelos foram convertidos para o formato STL e processados com software de fatiamento da impressora.

Foram adotadas diferentes resoluções de impressão de acordo com a complexidade das regiões. Para as microagulhas, foi usado o modo “coarse” (menor resolução) na fabricação do reservatório de base, e o modo “fine” (maior resolução) para a escrita das agulhas propriamente ditas, a fim de garantir precisão dimensional na região mais crítica devido às suas dimensões reduzidas. Essa abordagem híbrida permite reduzir o tempo total de impressão sem comprometer a qualidade. Para os *scaffolds*, a escrita foi realizada integralmente no modo “coarse”, uma vez que sua geometria porosa apresenta baixa complexidade e maior tolerância a pequenas variações dimensionais.

Dentre os parâmetros de impressão, foram definidos: velocidade de escrita de 600 mm/s, distância entre camadas (slicing) de 5 µm, distância entre linhas (hatching) de 0,5 µm para o modo “fine” e 4,2 µm para o modo “coarse”, e potência de laser de 50 mW para “fine” e 100 mW para “coarse”. Após a impressão, as amostras foram imersas em álcool isopropílico, para que o material não polimerizado fosse removido.

2.4. Microscopia Óptica

As amostras foram analisadas por microscopia óptica (Nikon Eclipse L200N), com objetivas de 10×, 20× e 40×, para verificar a integridade das estruturas e obter imagens para avaliação dimensional, incluindo excentricidade e fidelidade em relação aos modelos CAD.

As imagens obtidas foram posteriormente avaliadas com auxílio do software ImageJ, com medições das dimensões externas e internas das microagulhas, e lado dos poros nos *scaffolds*. Esses dados foram utilizados para comparação com os modelos projetados, conforme apresentado na Seção de Resultados.

2.5. Microtomografia

A microtomografia computadorizada (micro-CT) foi usada para a caracterização tridimensional das microestruturas, permitindo a análise de sua morfologia interna e externa com alta resolução espacial. As amostras foram escaneadas utilizando o equipamento SkyScan 1272 (Bruker).

Por meio das imagens 3D reconstruídas no software CTAn, foram obtidas medidas de volume total e porosidade das amostras. Esses valores foram comparados com os dados projetados nos modelos CAD para avaliar a fidelidade da impressão, permitindo identificar possíveis desvios entre o projeto e a peça final.

Além disso, foram realizadas análises de “Structure Thickness” (espessura da fase sólida) e de “Structure Separation” (espessura dos espaços vazios), o que possibilitou a construção de modelos de poro. Essa abordagem foi fundamental para verificar a continuidade dos canais ocultos das microagulhas.

Dessa forma, a microtomografia se mostrou uma ferramenta indispensável para a validação estrutural das microestruturas, complementando a microscopia óptica.

3. Resultados

3.1. Microscopia Óptica

A excentricidade dos canais das microagulhas foi determinada a partir de imagens obtidas por microscopia óptica (Figura 3), utilizando o software ImageJ para mensurar os diâmetros do canal interno.

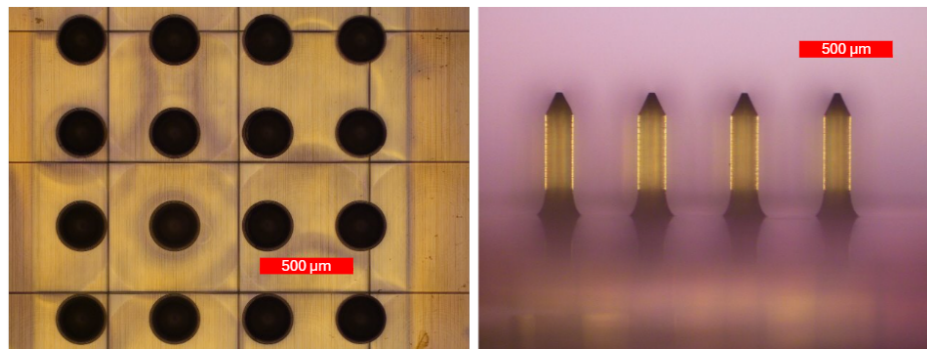


Figura 3. Microscopia óptica microagulhas. a) Base inferior. b) Vista de perfil.

Para cada amostra, foi considerada uma seção transversal elíptica, e a excentricidade foi calculada com base na equação:

$$e = \frac{\sqrt{a^2 - b^2}}{a}$$

Em que a representa o semi-eixo maior e b o semi-eixo menor da elipse. A Tabela 1 apresenta a média e desvio padrão dos resultados obtidos.

Tabela 1. Medidas de excentricidade para a amostra 1 de microagulhas

Parâmetro	a (µm)	b (µm)	Excentricidade
Média Amostra 1	15,1	15,1	0,0
Desv. Pad. Amostra 1	0,2	0,2	0,0
Média Amostra 2	15,1	15,0	0,1
Desv. Pad. Amostra 2	0,1	0,0	0,1

A excentricidade indica o grau de circularidade do canal: valores próximos de zero indicam uma geometria quase perfeitamente circular, enquanto valores maiores demonstram um formato mais elíptico. Controlar essa propriedade é essencial para garantir fluxo uniforme do fluido, qualidade e reprodutibilidade.

Devido à resolução do microscópio, o arredondamento para uma casa decimal fez com que média e desvio padrão coincidissem; ainda assim, a excentricidade próxima de zero indica que as estruturas apresentam boa simetria. Entretanto, equipamentos com maior precisão poderiam fornecer uma caracterização dimensional mais detalhada, revelando pequenas variações não captadas nesta análise.

Além da excentricidade, as imagens do microscópio permitiram medir diâmetro e altura das microagulhas, e a espessura do reservatório. Os valores experimentais foram comparados aos modelos CAD para avaliar a fidelidade da impressão. A Tabela 2 apresenta o valor esperado, a média dos valores medidos, e a razão entre eles.

Tabela 2. Dados de dimensões experimentais e teóricas das microagulhas

Parâmetro	Valor CAD (µm)	Média CAM (µm)	Desvio Padrão CAM (µm)	Razão Experimental/ Teórica
Diâmetro Externo	150	150,2	0,8	1,0
Altura	670	667,3	3,6	1,0
Espessura Parede	500	499,9	0,9	1,0

Em todos os parâmetros analisados observa-se um valor de razão igual a 1, indicando alta precisão do processo de fabricação e excelente fidelidade dimensional.

A fidelidade da impressão dos *scaffolds* foi avaliada pelas imagens de microscopia óptica (Figura 4) e suas principais dimensões, como tamanho dos poros, altura total e espessura das paredes. Os dados para o *scaffold* cilíndrico estão apresentados na Tabela 3, enquanto aqueles relacionados ao *scaffold* quadrado estão na Tabela 4.

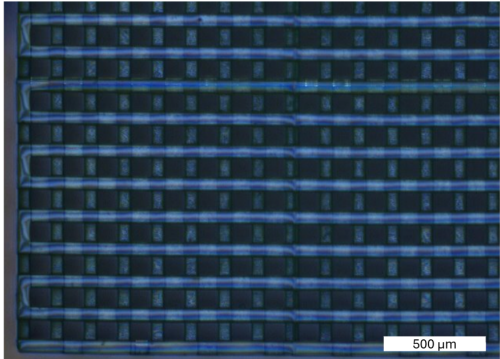


Figura 4. Microscopia óptica do *scaffold* quadrado impresso em UpPhoto.

Tabela 3. Dados de dimensões experimentais e teóricas do *scaffold* cilíndrico

Parâmetro	Valor CAD (µm)	Média CAM (µm)	Desvio Padrão CAM (µm)	Razão Experimental/ Teórica
Altura	900	840,2	2,0	0,9
Lado dos Poros	100	99,9	0,7	1,0
Espessura Parede	70	68,3	1,1	1,0

Tabela 4. Dados de dimensões experimentais e teóricas do *scaffold* quadrado

Parâmetro	Valor CAD (µm)	Média CAM (µm)	Desvio Padrão CAM (µm)	Razão Experimental/ Teórica
Altura	900	877,1	4,3	1,0
Lado dos Poros	100	100,0	0,2	1,0
Espessura Parede	70	68,6	0,7	1,0

De maneira geral, os resultados demonstram alta precisão dimensional na impressão dos *scaffolds*, com pequenas variações que se mantêm dentro do esperado. A proximidade entre os valores CAM e CAD confirma a confiabilidade do processo.

3.2. Microtomografia

A análise tridimensional das microestruturas foi complementada por microtomografia computadorizada, que permitiu a visualização interna dos modelos impressos e criação de modelos de poro das microagulhas (Figura 5) e *scaffolds* (Figura 6).

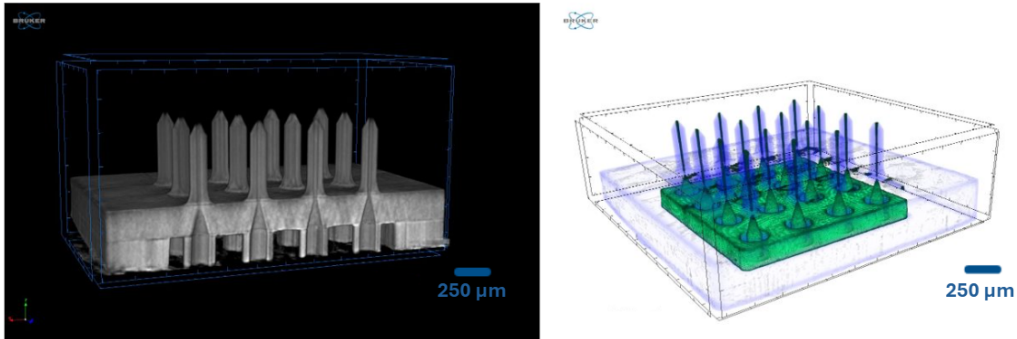


Figura 5. Microtomografia das microagulhas impressas em UpPhoto. a) Corte interno para visualização dos canais. b) Modelo de poro.

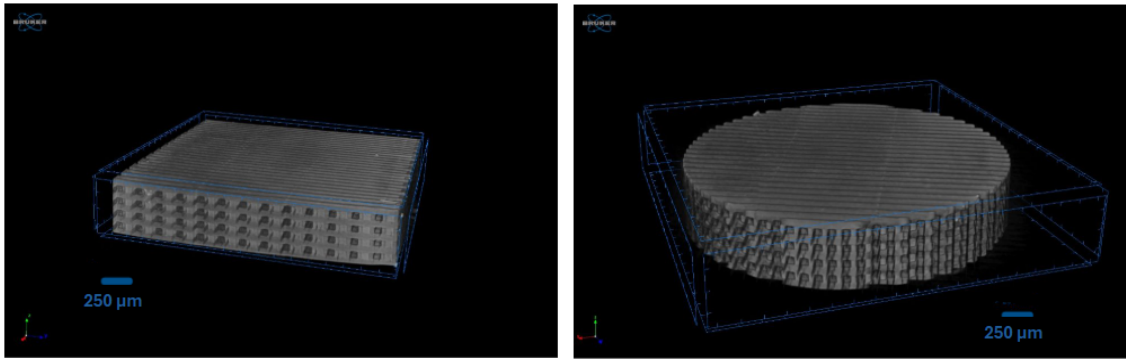


Figura 6. Microtomografia dos *scaffolds* impressos em UpPhoto. a) *Scaffold* quadrado. b) *Scaffold* circular.

A microtomografia das microagulhas permitiu verificar a continuidade do canal ao longo da altura da estrutura, o volume experimental, de 3,722 mm³, e compará-lo ao volume teórico de 3,795 mm³, resultando em uma razão CAM/CAD de 0,98. Essa proximidade entre os valores indica alta fidelidade volumétrica do processo de impressão. Também foi possível identificar possíveis imperfeições internas que poderiam comprometer a funcionalidade das agulhas ocas.

Nos *scaffolds*, a microtomografia permitiu quantificar a porosidade experimental, que foi determinada por segmentação das regiões vazias e sólidas do modelo reconstruído, permitindo a comparação com os valores teóricos projetados. Assim como nas microagulhas, também foi possível comparar os volumes experimentais e teóricos, permitindo o cálculo da razão CAM/CAD para as estruturas porosas. Os resultados obtidos estão resumidos na Tabela 5.

Tabela 5. Dados experimentais e teóricos de volume e porosidade dos *scaffolds*

Parâmetro	Volume CAD (mm ³)	Volume Experimental (mm ³)	Razão CAM/CAD	Porosidade Teórica (%)	Porosidade Experimental (%)	Razão Porosidade Exp./Teórica
-----------	-------------------------------	--	---------------	------------------------	-----------------------------	-------------------------------

<i>Scaffold</i> Quadrado	7,80	6,40	0,82	57,00	55,74	0,98
<i>Scaffold</i> Circular	6,12	4,80	0,78	57,05	59,14	1,04

A razão CAM/CAD foi cerca de 20% inferior a 1, indicando volume experimental menor que o teórico. A discrepância provavelmente se deve à definição da região de interesse (ROI) no CTAn. Para eliminar interferências da fita adesiva utilizada na fixação do *scaffold* ao suporte do microtomógrafo, foi necessário remover uma porção da base da amostra, o que pode ter resultado na subestimação do volume total.

A razão entre porosidade experimental e teórica mostrou boa correspondência com o modelo, e a análise de defeitos internos com ROI restrito ao volume sólido indicou ausência de bolhas ou poros não planejados, com erro de 0%.

3.3. Teste de Fluido: Microagulhas

Para verificar a funcionalidade dos canais internos das microagulhas, foi realizada uma prova de conceito. Para isso, um acoplamento foi projetado (Figura 7.a) e impresso junto ao modelo das microagulhas, permitindo a sua conexão à extremidade de uma seringa convencional. Foi feita a microtomografia computadorizada (Figura 7.b e 7.c) para verificar a correta impressão da estrutura antes da realização do teste.

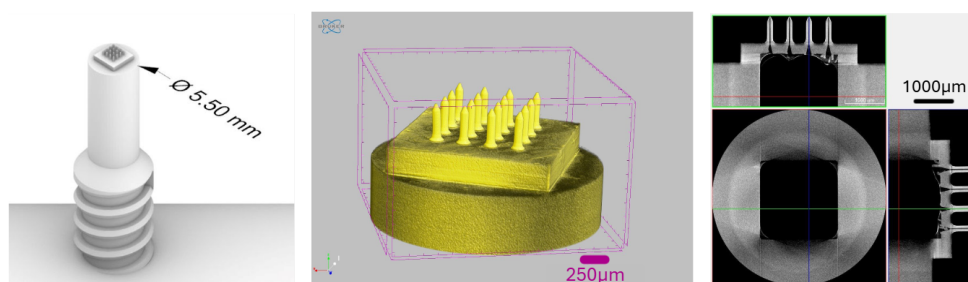


Figura 7. Microagulhas com acoplamento para seringa. a) Modelo CAD. b) Microtomografia computadorizada. c) Imagem em corte da microtomografia.

Utilizou-se uma mistura de álcool isopropílico e resina fluorescente *UpPhoto*, permitindo visualizar o escoamento nos finos canais internos sob luz UV. O ensaio foi conduzido com as microagulhas acopladas à seringa, utilizando uma impressora 3D de *bioscaffolds* do CTI Renato Archer (Figura 8.a). A sucção da solução fluorescente foi realizada de forma automatizada para evitar falhas causadas por pressão manual. Em seguida, a solução foi extrudada sobre papel de sala limpa, permitindo identificar o padrão de extrusão (Figura 8.b) que indicava a abertura dos canais.

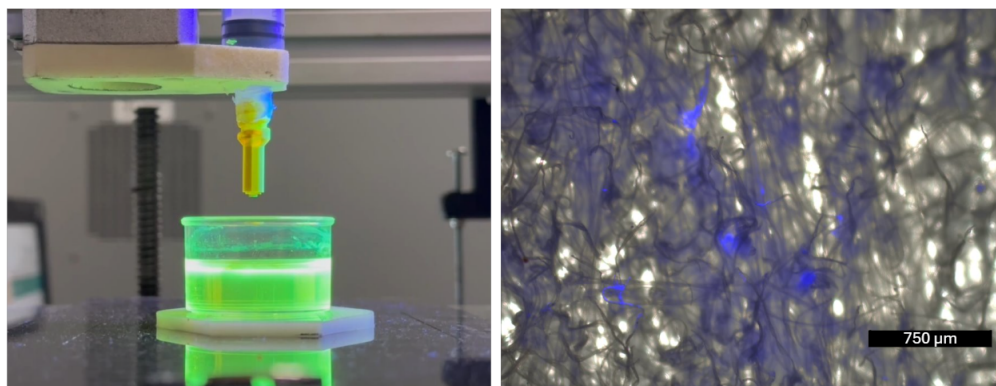


Figura 8. Teste de fluido com auxílio de impressora 3D de *bioscaffolds*. a) Setup do teste com microagulhas acopladas à seringa. b) Padrão de extrusão.

Verificada a robustez das estruturas, foi feito também o teste manual, aplicando pressão diretamente sobre o êmbolo da seringa. Foi possível observar a olho nu a saída do líquido nas extremidades, confirmando a abertura efetiva de alguns canais (Figura 9).

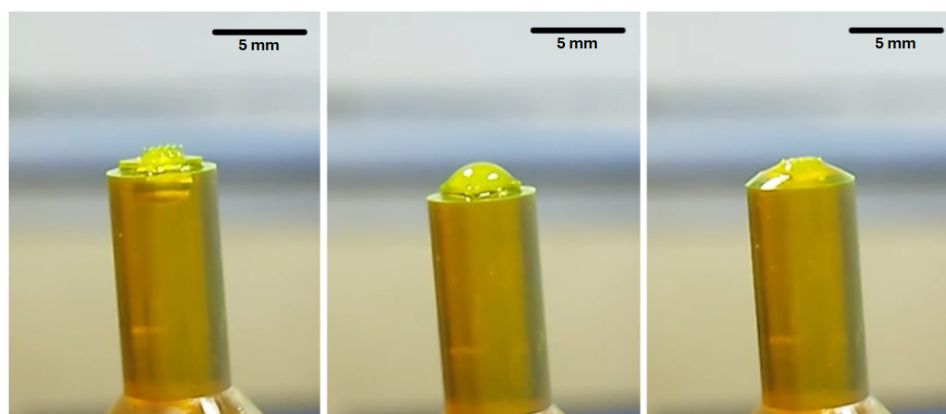


Figura 9. Teste de fluido manual. a) Antes do teste. b) Durante o teste. c) Depois do teste.

4. Conclusão

Este trabalho apresentou o desenvolvimento, fabricação e caracterização de microagulhas ocas e scaffolds produzidos por 2PP. As análises por microscopia óptica e microtomografia confirmaram alta fidelidade geométrica e volumétrica do método, e o teste de fluido comprovou a funcionalidade dos canais internos das microagulhas. Esses resultados demonstram o potencial da 2PP para a produção de microestruturas, como dispositivos médicos minimamente invasivos e de engenharia tecidual.

5. Referências

- [1] Aksit, A., Arteaga, D. N., Arriaga, M., Wang, X., Watanabe, H., Kasza, K. E., Lalwani, A. K., & Kysar, J. W. (2018). In-vitro perforation of the round window membrane via direct 3-D printed microneedles. *Biomedical Microdevices*, 20(2). <https://doi.org/10.1007/s10544-018-0287-3>

- [2] Detamornrat, U., McAlister, E., Hutton, A. R. J., Larrañeta, E., & Donnelly, R. F. (2022). The Role of 3D Printing Technology in Microengineering of Microneedles. In *Small* (Vol. 18, Issue 18). John Wiley and Sons Inc. <https://doi.org/10.1002/sml.202106392>
- [3] Fendler, C., Denker, C., Harberts, J., Bayat, P., Zierold, R., Loers, G., Münzenberg, M., & Blick, R. H. (2019). Microscaffolds by Direct Laser Writing for Neurite Guidance Leading to Tailor-Made Neuronal Networks. *Advanced Biosystems*, 3(5). <https://doi.org/10.1002/adbi.201800329>
- [4] Rad, Z. F., Nordon, R. E., Anthony, C. J., Bilston, L., Prewett, P. D., Arns, J. Y., Arns, C. H., Zhang, L., & Davies, G. J. (2017). High-fidelity replication of thermoplastic microneedles with open microfluidic channels. *Microsystems and Nanoengineering*, 3. <https://doi.org/10.1038/micronano.2017.34>
- [5] Akolawala, Q., Rovituso, M., Versteeg, H. H., Rondon, A. M. R., & Accardo, A. (2022). Evaluation of Proton-Induced DNA Damage in 3D-Engineered Glioblastoma Microenvironments. *ACS Applied Materials and Interfaces*, 14(18), 20778–20789. <https://doi.org/10.1021/acsami.2c03706>
- [6] Jing, X., Fu, H., Yu, B., Sun, M., & Wang, L. (2022). Two-photon polymerization for 3D biomedical scaffolds: Overview and updates. In *Frontiers in Bioengineering and Biotechnology* (Vol. 10). Frontiers Media S.A. <https://doi.org/10.3389/fbioe.2022.994355>
- [7] Cantoni, F., Barbe, L., Roy, A., Wicher, G., Simonsson, S., Forsberg-Nilsson, K., & Tenje, M. (2024). On-chip fabrication of tailored 3D hydrogel scaffolds to model cancer cell invasion and interaction with endothelial cells. *APL Bioengineering*, 8(4). <https://doi.org/10.1063/5.0227135>
- [8] Jang, J., Kim, J. young, Kim, Y. C., Kim, S., Chou, N., Lee, S., Choung, Y. H., Kim, S., Brugger, J., Choi, H., & Jang, J. H. (2019). A 3D Microscaffold Cochlear Electrode Array for Steroid Elution. *Advanced Healthcare Materials*, 8(20). <https://doi.org/10.1002/adhm.201900379>
- [9] Cantoni, F., Barbe, L., Pohlitz, H., & Tenje, M. (2024). A Perfusable Multi-Hydrogel Vasculature On-Chip Engineered by 2-Photon 3D Printing and Scaffold Molding to Improve Microfabrication Fidelity in Hydrogels. *Advanced Materials Technologies*, 9(4). <https://doi.org/10.1002/admt.202300718>
- [10] Huang, X., Zhang, Y., Shi, M., Zhang, L. P., Zhang, Y., & Zhao, Y. (2021). A highly biocompatible bio-ink for 3D hydrogel scaffolds fabrication in the presence of living cells by two-photon polymerization. *European Polymer Journal*, 153. <https://doi.org/10.1016/j.eurpolymj.2021.110505>
- [11] Mohabatpour, F., Duan, X., Yazdanpanah, Z., Tabil, X. L., Lobanova, L., Zhu, N., Papagerakis, S., Chen, X., & Papagerakis, P. (2023). Bioprinting of alginate-carboxymethyl chitosan scaffolds for enamel tissue engineering in vitro. *Biofabrication*, 15(1). <https://doi.org/10.1088/1758-5090/acab35>

- [12] Wang, W., Chen, Z. Q., Lin, B., Liu, M. C., Zhang, Y., Liu, S. J., Li, Y., & Zhao, Q. (2024). Two-photon polymerization-based 3D micro-scaffolds toward biomedical devices. In *Chemical Engineering Journal* (Vol. 493). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2024.152469>
- [13] Datta, A., Biswas, S., Dhar, R., & Kanti Bhattacharyya, T. (2023). Design and development of a piezoelectric driven micropump integrated with hollow microneedles for precise insulin delivery. *Journal of Micromechanics and Microengineering*, 33(7). <https://doi.org/10.1088/1361-6439/acd25f>
- [14] Ebrahiminejad, V., Rad, Z. F., Prewett, P. D., & Davies, G. J. (2022). Fabrication and testing of polymer microneedles for transdermal drug delivery. *Beilstein Journal of Nanotechnology*, 13, 629–640. <https://doi.org/10.3762/bjnano.13.55>
- [15] Shrestha, A., Allen, B. N., Wiley, L. A., Tucker, B. A., & Worthington, K. S. (2020). Development of High-Resolution Three-Dimensional-Printed Extracellular Matrix Scaffolds and Their Compatibility with Pluripotent Stem Cells and Early Retinal Cells. *Journal of Ocular Pharmacology and Therapeutics*, 36(1), 42–55. <https://doi.org/10.1089/jop.2018.0146>
- [16] Kim, J., Jeong, J., Jo, J. K., & So, H. (2025). Hollow microneedles as a flexible dosing control solution for transdermal drug delivery. In *Materials Today Bio* (Vol. 32). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.mtbio.2025.101754>
- [17] Liu, S., Yang, H., Chen, D., Xie, Y., Tai, C. X., Wang, L., Wang, P., & Wang, B. (2022). Three-dimensional bioprinting sodium alginate/gelatin scaffold combined with neural stem cells and oligodendrocytes markedly promoting nerve regeneration after spinal cord injury. *Regenerative Biomaterials*, 9. <https://doi.org/10.1093/rb/rbac038>
- [18] Baker-Sediako, R. D., Richter, B., Blaicher, M., Thiel, M., & Hermatschweiler, M. (2023). Industrial perspectives for personalized microneedles. *Beilstein Journal of Nanotechnology*, 14, 857–864. <https://doi.org/10.3762/BJNANO.14.70>
- [19] Gade, S., Glover, K., Mishra, D., Sharma, S., Guy, O., Donnelly, R. F., Vora, L. K., & Thakur, R. R. S. (2024). Hollow microneedles for ocular drug delivery. In *Journal of Controlled Release* (Vol. 371, pp. 43–66). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.jconrel.2024.05.013>
- [20] Michas, C., Çağatay Karakan, M., Nautiyal, P., Seidman, J. G., Seidman, C. E., Agarwal, A., Ekinci, K., Eyckmans, J., White, A. E., & Chen, C. S. (2022). Engineering a living cardiac pump on a chip using high-precision fabrication. In *Sci. Adv* (Vol. 8). <https://www.science.org>
- [21] Song, D., Husari, A., Kotz-Helmer, F., Tomakidi, P., Rapp, B. E., & Rühle, J. (2024). Two-Photon Direct Laser Writing of 3D Scaffolds through C, H-Insertion Crosslinking in a One-Component Material System. *Small*, 20(17). <https://doi.org/10.1002/smll.202306682>