



UNIVERSIDADE FEDERAL DO ESPÍRITO SANTO

CENTRO DE CIÊNCIAS DA SAÚDE

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOQUÍMICA E FARMACOLOGIA

YURI FAVALESSA MONTEIRO

**Plastinação com silicone de baixa viscosidade:
Estratégia para uma menor retração tecidual**

VITÓRIA, ES

2020

Yuri Favalessa Monteiro

**Plastinação com silicone de baixa viscosidade: Estratégia para uma menor
retração tecidual**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Bioquímica e Farmacologia, Centro de Ciências da Saúde, Universidade Federal do Espírito Santo, como requisito para obtenção do título de Mestre em Bioquímica e Farmacologia.

Orientador: Prof. Dr. Athelson Stefanon Bittencourt

VITÓRIA, ES

2020

Ficha catalográfica disponibilizada pelo Sistema Integrado de Bibliotecas - SIBI/UFES e elaborada pelo autor

M772p Monteiro, Yuri Favalessa, 1992-
Plastinação com silicone de baixa viscosidade: : Estratégia para uma menor retração tecidual / Yuri Favalessa Monteiro. - 2020.
110 f. : il.

Orientador: Athelson Stefanon Bittencourt.
Dissertação (Mestrado em Bioquímica e Farmacologia) - Universidade Federal do Espírito Santo, Centro de Ciências da Saúde.

1. Conservação. 2. Anatomia. 3. Silicone. 4. Viscosidade. I. Bittencourt, Athelson Stefanon. II. Universidade Federal do Espírito Santo. Centro de Ciências da Saúde. III. Título.

CDU: 61

Yuri Favalessa Monteiro

**“PLASTINAÇÃO COM SILICONE DE BAIXA VISCOSIDADE:
ESTRATÉGIA PARA UMA MENOR RETRAÇÃO TECIDUAL”**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Bioquímica e Farmacologia da Universidade Federal do Espírito Santo como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Bioquímica e Farmacologia.

Aprovado(a) em 15 de dezembro de 2020.

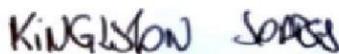
BANCA EXAMINADORA:



Prof. Dr. Athelson Stefanon Bittencourt – Orientador



Prof. Dr. Lucas Cunha Dias de Rezende – Examinador Interno



Prof. Dr. Kinglston Soares – Examinador Externo



Prof. Dr. Carlos Augusto de Camargo Souza Baptista – Examinador Externo

Vitória/ES
2020

Dedicado aos meus pais, avós, namorada e amigos.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus.

Agradeço a minha mãe, avós e namorada o suporte emocional e os conselhos dados até aqui.

Agradeço ao meu orientador Athelson pelo apoio, conselhos e por sempre querer e ajudar a alcançar o melhor para o meu futuro profissional. Além disso, não hesitou em me dar ótimas oportunidades de crescimento pessoal e profissional e depositar confiança em mim.

Aos bolsistas e alunos de iniciação científica do laboratório: Marcos Vinícius Freitas, Ana Karolina Valim e Renan Pavesi que me ajudaram nos experimentos e análises dos resultados. Ao Flávio Cunha pela ajuda nos testes reológicos e ao Robison Pimentel pelo auxílio em algumas etapas da plastinação. Agradeço também ao restante da equipe do laboratório que me ajudaram direta ou indiretamente.

Ao João Paulo Hoppe e Prof. Valério Garrone pela ajuda nas análises estatísticas.

Agradeço aos Laboratórios de Instrumentação (NCQP-UFES), de Petroleômica e Forense (Labpetro/Ufes) e de Processamento e Caracterização (LabPetro/Ufes) pela realização dos testes químicos e reológicos presentes nessa pesquisa.

Aos colegas de mestrado que estiveram comigo nas matérias do Programa de Pós-Graduação em Bioquímica.

Aos professores do programa que sempre foram solícitos e me passaram parte dos seus conhecimentos nessa jornada e aos professores membros da banca de defesa: Kinglston Soares, Lucas Cunha e Carlos Baptista.

RESUMO

A plastinação é uma técnica anatômica de preservação de tecidos biológicos, cujo princípio é a substituição dos fluidos corporais por um polímero curável. Os principais polímeros utilizados na técnica são o epóxi, poliéster e silicone, sendo o silicone o mais utilizado mundialmente devido a sua versatilidade e maior gama de utilização. Os insumos normalmente são adquiridos via importação, sendo assim a aquisição de polímeros alternativos de aquisição nacional facilitaria a difusão da plastinação. Além disso, não há na literatura estudos que avaliem o uso de silicones de baixa viscosidade na plastinação, tendo como parâmetro a retração tecidual. Com isso, emerge a ideia de avaliar o silicone de comercialização nacional Polisol® Poliplast 1 (P1) e o silicone importado (referência) Biodur S10, averiguando suas propriedades químicas e reológicas e quanto o emprego na plastinação. Para a caracterização química e reológica foram utilizadas a espectrometria de massa, espectroscopia no infravermelho e o reometria. E para avaliar o emprego destes silicones na técnica, foi averiguada a retração tecidual de diferentes tecidos provocada na etapa de impregnação forçada. Os tecidos humanos utilizados foram o cardíaco, pulmonar, esplênico, renal, hepático, muscular e ósseo. Para isso, foi utilizado um cadáver humano masculino fatiado em cortes de 13-15 mm de espessura, tendo como parâmetro o antes e depois da plastinação com os diferentes silicones. Seguiu o protocolo padrão de plastinação das fatias: desidratação, impregnação forçada e cura. Metade dos cortes obtidos foram plastinados com o silicone P1 (grupo P1) e a outra metade com o S10 (grupo S10). Os resultados encontrados nos testes químicos e reológicos mostraram que a fórmula estrutural das moléculas dos silicones é idênticas, compatível com o polidimetilsiloxano (PDMS) e apresentou um forte indício de que o silicone P1 possui menor massa molar comparado ao S10, devido à sua menor viscosidade, maior presença de grupamentos silanóis e distribuição de m/z dos fragmentos obtidos no EM. Todos os tecidos e segmentos anatômicos analisados nesse estudo apresentaram menor ou igual retração quando comparado com o grupo controle (S10) plastinação com o silicone P1. A partir disso, conclui-se que o silicone de menor viscosidade promove uma menor retração tecidual, tornando-o uma alternativa viável ao de referência.

Palavras-Chave: *plastinação; viscosidade; silicone; retração.*

ABSTRACT

Plastination is an anatomical technique for preserving biological tissues, whose principle is the replacement of body fluids with a curable polymer. The main polymers used in the technique are epoxy, polyester and silicone, with silicone being the most used worldwide due to its versatility and greater range of use. The inputs are usually acquired via import, so the acquisition of alternative polymers of national acquisition would facilitate the diffusion of plastination. In addition, there are no studies in the literature that evaluate the use of low viscosity silicones in plastination, using tissue retraction as a parameter. With this, the idea of evaluating the nationally acquired silicone Polisil® Poliplast 1 (P1) and the imported silicone (reference) Biodur S10 emerges, investigating its chemical and rheological properties and how much to use in plastination. For chemical and rheological characterization, mass spectrometry, infrared spectroscopy and rheometry were used, in order to characterize the functional groups, molecular mass, study of flow and deformation of polymeric materials and viscosity. And to evaluate the use of these silicones in the technique, the tissue retraction of different tissues caused in the forced impregnation stage was investigated. The human tissues used were cardiac, pulmonary, splenic, renal, hepatic, muscular and bone. For this, a male human corpse sliced in 13-15 mm thick cuts was used, having as parameter the before and after plastination with the different silicones. It followed the standard slicing plastination protocol: dehydration, forced impregnation and curing. Half of the cuts obtained were plastinated with silicone P1 (group P1) and the other half with S10 (group S10). The results found in the infrared, mass spectrometry and rheometry tests showed that the structural formula of the silicone molecules is identical, compatible with the polydimethylsiloxane (PDMS) and presented a strong indication that the P1 silicone has less molar mass compared to S10, due to its lower viscosity, greater presence of silanol groups and distribution of m/z of the fragments obtained in EM. All tissues and anatomical segments analyzed in this study showed less or equal retraction when compared to the control group (S10) plastination with silicone P1. From this, it is concluded that the lower viscosity silicone promotes less tissue retraction, making it a viable alternative to the reference.

Keywords: *plastination; viscosity; silicone; shrinkage.*

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Esquema das etapas fundamentais da técnica de plastinação.....	21
Figura 2. Fórmula estrutural genérica dos silicões.....	24
Figura 3. Síntese de silicone polidimetilsiloxano.....	26
Figura 4. Esquema de funcionamento de um espectrofotômetro FTIR.....	29
Figura 5. Diagrama esquemático de um espectrômetro de massas.....	30
Figura 6. Força de cisalhamento aplicada a um fluido.....	32
Figura 7. Comportamento de fluxo dos fluidos.....	33
Figura 8. Espectrômetro de IV PerkinElmer® Spectrum 400 FTIR.....	36
Figura 9. Espectrômetro de massas modelo 9.4 T Solarix, Bruker Daltonics, Bremen.....	37
Figura 10. Sistema de análise reológica.....	38
Figura 11. Cadáver humano masculino adulto, já fixado e adequadamente posicionado para congelamento e subsequente emblocamento para fatiamento e plastinação.....	40
Figura 12. Cadáver congelado posicionado na caixa durante expansão da espuma de PU para seu emblocamento e posterior plastinação.....	41
Figura 13. Processo de fatiamento em serra fita do corpo congelado e emblocado em poliuretano para a plastinação.....	42
Figura 14. Fatias do corpo humano masculino, com suas identificações numéricas ordenadas, destinadas à plastinação.....	43
Figura 15. Processo de lavagem em acetona resfriada (-25°C), de fatias do corpo humano masculino destinado à plastinação.....	43
Figura 16. Processo de drenagem de silicone imediatamente após a impregnação em baixa temperatura (-18°C) de fatias do corpo humano masculino destinado à plastinação.....	45
Figura 17. Processo de cura química das fatias do corpo humano impregnado com silicone, que é realizado com volatilização do reticulante em uma câmara plástica fechada.....	46
Figura 18. Medição da área (cm ²) do fígado na face superior do corte, antes da impregnação forçada, pelo programa ImageJ. A demarcação amarela, junto com a escala de pixel, é informada ao software para cálculo.....	48

Figura 19. Espectros FTIR-ATR obtidos dos silicones P1 (A) e S10 (B).....	49
Figura 20. Espectros de FTIR das amostras de silicones S10 (--) e P1 (--) sobrepostos.....	49
Figura 21. Destaque dos espectros FTIR-ATR obtidos dos silicones S10 e P1 na faixa de número de onda entre 4000-3000 cm ⁻¹	52
Figura 22. Espectros obtidos pela análise de espectrometria de massas, S10 (em verde) e P1 (em preto), ESI(-).....	53
Figura 23. Estrutura do PDMS e, em destaque, a massa molar da sua unidade de repetição.....	54
Figura 24. Mecanismo de formação de fragmentos cíclicos e lineares de PDMS.....	55
Figura 25. Curvas de fluxo e de viscosidade dinâmica em diferentes temperaturas do silicone S10.....	57
Figura 26. Curvas de fluxo e de viscosidade dinâmica em diferentes temperaturas do silicone P1.....	58
Figura 27. Dispersão da viscosidade dinâmica vs temperatura do polímero S10 ± desvio padrão, incluindo a equação da curva (y) e o valor do coeficiente de determinação (R ²).....	60
Figura 28. Dispersão da viscosidade dinâmica vs temperatura do silicone P1 ± desvio padrão, incluindo a equação da curva (y) e o valor do coeficiente de determinação (R ²).....	60
Figura 29. Comparativo das curvas de viscosidade vs temperatura dos silicones testados, com os valores calculados a partir de cada equação da curva.....	63
Figura 30. Cabeça, pés, mãos e perna esquerda dissecada do corpo humano masculino: segmentos que não foram incluídas na pesquisa. Na imagem pode observar com detalhes a haste metálica presente na tíbia, após dissecação profunda.....	65
Figura 31. Comparativo da retração média percentual geral dos volumes das fatias, no geral e por segmento anatômico.....	73
Figura 32. Comparativo da retração média percentual geral de áreas dos tecidos biológicos (esquerda), e dos grupos específicos de tecidos: ossos, músculos e	

órgãos (direita), plastinados tanto com o silicone controle (S10), quanto com o teste (P1).....	74
Figura 33. Comparativo das retrações médias percentuais dos tecidos biológicos (órgãos, músculos e ossos) testados nos grupos controle e teste.....	75
Figura 34. Comparativo dos valores de retrações percentuais médias \pm desvio padrão dos segmentos anatômicos por silicone testado: S10 (A) e P1 (B).....	76
Figura 35. Comparativo dos valores de retrações percentuais médias \pm desvio padrão dos tecidos biológicos por silicone testado: S10 (A) e P1 (B).....	77
Figura 36. Reação de polimerização de PDMS e TEOS com o catalisador DBTL.....	78
Figura 37. Planejamento inicial da montagem e disposição das peças para inclusão na exposição do Museu de Ciências da Vida da Ufes.....	80
Figura 38. Peça “Tomografia” em exposição no Museu de Ciências da Vida, constituída de fatias horizontais 13 mm de um corpo masculino adulto plastinadas com silicone.....	80

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Principais bandas observadas no espectro do silicone P1 e S10, seus grupos químicos e modos vibracionais correspondentes.....	50
Tabela 2. Valores médios das temperaturas (°C) e respectivas viscosidades dinâmicas (Pa.s) dos silicones Biodur S10 e P1, medidos pelo reômetro rotacional modelo RheolabQC.....	59
Tabela 3. Comparativo dos valores de viscosidades dinâmicas (mPa.s) calculados a partir da equação da curva viscosidade vs temperatura dos silicones S10 e P1 em diferentes temperaturas.....	62
Tabela 4. Número de fatias por grupo (silicone S10 e P1), por segmento anatômico e total.....	66
Tabela 5. Valores em porcentagem mínimos máximos e médios \pm DP da retração em volume dos cortes, conforme segmentos anatômicos e silicones utilizados (S10 ou P1).....	67
Tabela 6. Taxa de retração percentual média (RPM) \pm desvio padrão (DP) por órgão/tecido (medida de área).....	69
Tabela 7. Resultados das Análises de Variância (ANOVA e Teste de Kruskal-Wallis) e do Teste de Tukey dos valores de retração de tecidos ou segmentos testados com os silicones P1 e S10.....	72

LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS

PDMS: polidimetilsiloxano

MEV: microscopia eletrônica de varredura

S10: silicone biodur ® S10

P1: Polisil ® Polipast 1

TA: temperatura ambiente

TB: temperatura baixa

DBTL: dibutil estanho laureato

TEOS: Tetraetila orto silicato

m/m: massa/massa

v/v: volume/volume

mPa.s: milipascal segundo

Pa.s: pascal segundo

DMM: distribuição de massa molar

FTIR-ATR: reflexão total atenuada no infravermelho com transformada de Fourier

MIR: Infravermelho médio

IV: infravermelho

EM: espectrometria de massas

m/z: relação carga/massa

RMN: ressonância magnética nuclear

cm: centímetro

mL: mililitros

L: litros

MS: membro superior

MI: membro inferior

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	15
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	17
2.1. História da anatomia e das técnicas anatômicas.....	17
2.2. Plastinação.....	20
2.3. Silicone.....	24
2.4. Caracterização físico-química e reológica.....	27
2.5. Classificação dos fluidos.....	31
3. OBJETIVOS	34
3.1. Objetivo Geral.....	34
3.2. Objetivos Específicos.....	34
4. MATERIAIS E MÉTODOS	35
4.1. Análise Química e Reológica.....	35
4.1.1. Análise por Espectroscopia no Infravermelho.....	35
4.1.2. Análise por Espectrometria de Massas.....	36
4.1.3. Análise Reológica.....	37
4.2. Análise dos tecidos biológicos plastinados com os diferentes silicones.....	39
4.2.1. Plastinação das fatias humanas.....	40
4.2.2. Avaliação da retração das fatias e diferentes tecidos biológicos.....	46
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	49
5.1. Análise Química e Reológica.....	49
5.1.1. Análise por Espectroscopia no Infravermelho.....	49
5.1.2. Análise por Espectrometria de Massas.....	53
5.1.3. Análise Reológica.....	56
5.2. Análise dos tecidos biológicos plastinados com os diferentes silicones.....	65
5.2.1. Plastinação das fatias humanas.....	65
5.2.2. Avaliação da retração das fatias e diferentes tecidos biológicos.....	66
6. CONCLUSÃO	81
7. PERSPECTIVAS	82
8. BIBLIOGRAFIA	83
ANEXOS	97

1. INTRODUÇÃO

A partir de 1977, uma técnica inovadora de preparação de peças anatômicas foi desenvolvida, a plastinação, que se constitui de um processo de embalsamamento desenvolvido pelo médico e professor alemão Gunther von Hagens, onde o tecido biológico é preservado, mantido inerte, realista e indefinidamente antisséptico (HAGENS; TIEDEMANN; KRIZ, 1987).

A plastinação, além de evitar o uso de soluções conservantes tóxicas e de odor desagradável para manutenção dos espécimes anatômicos, como o formaldeído, aumenta imensamente a durabilidade das peças, inclusive permitindo o seu manuseio.

O princípio de conservação é a substituição dos fluidos teciduais por um polímero curável, e é alcançado, segundo von Hagens, Tiedemann e Kriz (1987), através de um processo constituído basicamente por quatro etapas fundamentais: fixação, desidratação, impregnação forçada e catálise química ou luminosa do polímero.

Uma das questões levantadas em relação à plastinação de tecidos biológicos é quanto à retração inerente da técnica (SORA; BOIA, BANCUIU, 2015; STARCHIK; HENRY, 2015). Essa retração depende de diversos fatores, tais como o tipo de tecido utilizado, o polímero de escolha e sua viscosidade, a temperatura de processamento, o tempo e intensidade de impregnação, o solvente utilizado na desidratação, o tipo e forma de fixação química dos tecidos, dentre outros. Os principais polímeros que podem ser utilizados são o epóxi, poliéster e silicone (SORA; BOIA, BANCUIU, 2015; STARCHIK; HENRY, 2015).

O principal silicone adotado no processo de plastinação é o polidimetilsiloxano (PDMS), referindo-se ao polímero mais simples dessa classe, cuja cadeia linear possui como constituintes das cadeias laterais grupamentos metil (CHAYNES; MINGOTAUD, 2004).

Para o emprego correto de um silicone na plastinação, tal como o PDMS, deve-se conhecer as características físico-químicas e reológicas ideais para determinado uso (MONTEIRO et al, 2018). A caracterização de polímeros visa elucidar propriedades e informações acerca da sua composição e estrutura, que

por sua vez influenciam diretamente as propriedades físicas e químicas destes (ZARBIN, 2007).

O polímero mais utilizado mundialmente na técnica de plastinação é o silicone S10 da marca alemã Biodur®, que foi especialmente desenvolvido e testado para essa finalidade (SORA; BOIA; BANCIU, 2015). Apesar do silicone S10 ser referência para a técnica de plastinação no mundo, muitos plastinadores tem testado o emprego de silicones nacionais. Essa busca tem como principais motivos a tentativa de se contornar a necessidade de importação de produtos importados e sua burocracia inerente, baratear os gastos com insumos e pesquisar polímeros alternativos para emprego na plastinação.

Por se tratar de um dos inconvenientes da técnica, diversas pesquisas buscam meios de contornar e reduzir a retração tecidual que ocorre na plastinação, porém, a literatura carece de um estudo aprofundado que verifique o efeito das viscosidades e propriedades químicas de diferentes silicones sobre a retração de distintos tipos de tecidos biológicos. Neste sentido, uma pesquisa que teste diferentes polímeros pode trazer grande benefício para a técnica. Além disso, a pesquisa de silicones comercializados nacionalmente, que sejam alternativos ao de referência (Biodur), traria importantes vantagens de custo e logística de aquisição, resultando em um ganho para a plastinação no Brasil.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. HISTÓRIA DA ANATOMIA E DAS TÉCNICAS ANATÔMICAS

A tendência natural dos tecidos biológicos é de se decomporem, levando à putrefação. Por isso, muitas técnicas foram desenvolvidas para possibilitarem a conservação de corpos após a morte (SAEED; RUFAl; ELSAYED, 2001). Algumas civilizações utilizavam essas técnicas mediadas pela fé, uma vez que acreditavam no retorno à vida em seus corpos, sendo, portanto, necessário conservá-los. Outros almejavam entender a disposição interna dos órgãos para aperfeiçoar a caça (VON HAGENS; WHALLEY, 2002), ou ainda para curar enfermidades (MAYOR, 1984).

Mais com fins religiosos do que científicos, sem nenhuma descrição e comprovação de resultados, as técnicas de conservação do corpo humano têm início há mais de 5.000 anos com os egípcios, no qual acreditavam que um corpo preservado intacto era necessário para a alma viver para sempre. Para isso, realizavam o processo de mumificação (natural) e o embalsamamento (químico), permitindo assim, as primeiras pesquisas anatômicas sobre doenças (CHAGAS, 2001).

Já no renascimento, a anatomia foi estudada por artistas que muitos contribuíram para seu desenvolvimento, como Leonardo da Vinci (GARDNER; GRAY; O'RAHILLY, 1978; MELO, 1989) que em suas pesquisas, as quais tinham o intuito de aproximar da perfeição suas obras artísticas, colaborou com uma detalhada descrição do corpo humano e suas partes (PETRUCCELLI, 1997). Esse conhecimento anatômico fica evidente em suas obras, as quais mostram não apenas uma perfeita anatomia de superfície, mas também grupos musculares fidedignos. Para ele, essa fidelidade anatômica seria alcançada somente através de diversas dissecações, como fez durante muitas décadas (MELO, 1989).

No século XVI, o belga Andreas Vesalius, atualmente consagrado o Pai da Anatomia Moderna, influenciando diversos outros estudiosos posteriores, dissecou corpos humanos frescos e, publicou o seu livro anatômico *De Humani Corporis Fabrica*, sendo considerado um dos livros científicos mais influentes de todos os tempos (DRUMOND, 2007).

Segundo Kleiss e Simonsberger (1964), no *Dix livres de la Chirurgie* (1564) de Ambroise Paré encontram-se as primeiras descrições das técnicas de conservação e preservação de cadáveres humanos, e também nas descrições detalhadas de Petrus Florestius, que mostrou os métodos usados para embalsamamento de líderes da Igreja Católica, com resultados controversos, ora adequados, ora não.

As técnicas de preservação foram se desenvolvendo ao longo dos tempos. Com a descoberta da glicerina pelo químico Carl Scheele em 1779, houve um grande avanço nas técnicas de preparação de cadáveres para estudo, sendo esta descoberta aplicada em corpos para disseções em anfiteatros de Anatomia por Giacomini e por Laskowski (GIGEK et al., 2009).

A glicerina é um líquido incolor e viscoso, e tem a capacidade de desidratar as estruturas e tecidos (RODRIGUES, 1998). Essa desidratação não modifica a concentração iônica celular, por isso mantém a integridade celular e traz como vantagens a de reduzir a antigenicidade dos tecidos conservados, facilidade na sua manipulação e a possibilidade de manter as peças em ambiente seco, porém possui como desvantagem sua fraca ação antisséptica, escurecimento e ressecamento das peças ao longo do tempo e extravasamento constante de glicerina, principalmente em dias mais quentes (SILVA et al., 2016).

No século XVII, as disseções ganharam maior espaço e importância nas escolas de medicina da Europa, e em 1832 foi aprovado o *Anatomy Act*, legalizando o uso de corpos nas instituições de ensino de medicina na Inglaterra (AJITA; SINGH, 2007).

Durante a Guerra Civil Americana (1861-1865), o então presidente Abraham Lincoln autorizou o uso de algumas substâncias tóxicas, tais como o mercúrio e arsênico, para conservação de militares mortos em campo, permitindo um maior tempo para retorno do corpo aos familiares e seu enterro. Normalmente, em guerras anteriores os militares americanos mortos eram enterrados no próprio campo de batalha ou macerados para retorno apenas dos ossos (MAYOR, 2000).

Em 1868, August von Hoffman descobriu, por acidente, a substância que veio se tornar o ícone de fixação para as peças cadavéricas: o formol, ou formaldeído. A conservação através dessa substância ainda é amplamente utilizada em virtude do seu baixo custo, rápida penetração tecidual e conservação

duradoura. Contudo, tem como desvantagem seu característico odor forte e irritante, comumente encontrado nos laboratórios de Anatomia, além de ser um produto facilmente volátil e altamente prejudicial à saúde (SILVA et al., 2016). Não é adequado para fixação tecidual para análise de materiais genéticos e microscopia, pela produção de artefatos. Apesar de ser uma substância boa para manter as peças anatômicas livres de microrganismos e conservadas, o formaldeído se oxida na presença da luz e de oxigênio ao longo do tempo, gerando principalmente ácido fórmico, e com isso, perdendo sua capacidade bactericida. Sendo assim, de tempos em tempos a solução de formalina deve ser trocada e descartada adequadamente nos laboratórios de anatomia (FOX et al, 1985).

Em 1995, a Agência Internacional de Pesquisa do Câncer (IARC), iniciou estudos em animais devido a suspeita da carcinogenicidade do formaldeído, mas esse fato foi comprovado somente em 2006, ano em que se descobriu que a reação do aldeído fórmico com ácido clorídrico formava o bis (clorometil) éter, produto já reconhecido como cancerígeno. O contato direto com o formaldeído, podendo ser por ingestão, inalação ou contato direto com a pele, pode levar a resultados irreversíveis, até a morte (BELO, 2011; DE PAULA, 2014).

Além desses conservantes, muitos acervos biológicos são mantidos em álcool etílico. Nesse caso, a toxicidade é muito mais baixa, porém tem-se um grande perigo de incêndio, podendo colocar em risco tanto o acervo de peças, quanto as pessoas que trabalham nesses locais, como aconteceu, por exemplo, em um incêndio no Instituto Butantã em 2010, cuja destruição afetou diretamente até 80% do acervo de répteis. Além disso, o álcool produz inconvenientes importantes na conservação de tecidos, que são a retração tecidual pronunciada e a perda da coloração natural dos mesmos, tornando-os com aspecto diferente do real. Além disso, ao longo do tempo esses tecidos vão se tornando mais quebradiços. Por ser volátil, de tempos em tempos há a necessidade de se medir e ajustar a alcoometria (CUNHA, 2012; DE PAULA, 2014).

Apesar de todo avanço tecnológico e de imagens que se apresenta na atualidade, o estudo prático da anatomia com cadáveres humanos, que está incluso na maior parte dos cursos superiores das áreas da saúde, se mantém prevalente (ZIELAK; DELIBERADOR, 2011; SILVA et al., 2016). Corroborando

com isso, diversos estudos mostram que o uso de corpos para o ensino de anatomia é indispensável (COSTA; LINS, 2012; AVERSI-FERREIRA et al., 2010). Desde a descoberta do formaldeído, não houve grandes avanços ou descobertas em relação à fixação ou conservação de tecidos biológicos. Até que surge a plastinação.

2.2. PLASTINAÇÃO

A plastinação é um dos métodos de preservação de tecidos mais recentes e ideais (SORA et al., 2019). A maior durabilidade das peças, e a possibilidade de manuseio, são características extremamente úteis para as atividades educativas em anatomia, sejam elas no ambiente acadêmico ou não (HENRY, 2007). Além disso, outra vantagem da técnica é que a peça plastinada dispensa a utilização de cubas de vidro para sua acomodação em espaços expositivos, o que se faz necessário na conservação com formaldeído, por exemplo.

Estes benefícios tem feito com que se popularize e seja almejada por inúmeras instituições de ensino como Universidades, colégios e museus por todo o mundo (JONES; WHITAKER, 2009).

Com a plastinação, os fluidos presentes no tecido são substituídos por polímeros curáveis, podendo ser silicone, epóxi ou poliéster. O silicone é ideal para conservar órgãos e peças inteiras, já o epóxi e o poliéster são mais indicados para cortes seriados (3-5 mm de espessura), sendo úteis para histologia e diagnóstico por imagem. Destes, o poliéster é mais utilizado para cortes de sistema nervoso central, pois permite maior diferenciação de substância branca e cinzenta (SORA; COOK, 2007; HENRY; LATORRE, 2007).

A plastinação, segundo von Hagens, Tiedemann e Kriz (1987), se dá através de um processo constituído basicamente por quatro etapas, podendo ser precedida pela dissecação dos espécimes: fixação em formalina a 10% (v/v), desidratação em álcool ou acetona, impregnação forçada com uso do polímero de escolha e cura/catálise química ou fotoquímica (figura 1).



Figura 1. Esquema das etapas fundamentais da técnica de plastinação.
 Fonte: Eastern Virginia Medical School, 2018; adaptado pelo autor.

A plastinação com o polímero silicone, de acordo com von Hagens, Tiedemann e Kriz (1987) e Raoof, Henry e Reed (2007), pode ser realizada em temperatura ambiente (TA) ou em temperatura baixa (TB). Quando se plastina em temperaturas baixas, entre -15 e -25°C , as etapas de desidratação e impregnação forçada devem ocorrer dentro de freezers. Já no método de temperatura ambiente (de 20 a 25°C), todo o processo é realizado nessa faixa de temperatura. Em ambas as formas, o processo é feito da seguinte forma: na etapa de fixação, os espécimes são submersos em formalina e, em caso de corpos intactos, pode-se também ser injetada no sistema cardiovascular, permanecendo nessa solução de alguns dias a vários meses, dependendo do tamanho do espécime. Após a fixação, os espécimes são submetidos a sucessivos banhos imersivos de acetona de concentrações crescentes, sendo que cada banho tem duração de no mínimo sete dias. Esta etapa tem como objetivo a remoção de água e parte dos lipídeos, os quais são substituídos pelo solvente orgânico. Ao final da desidratação, espera-se que a concentração de água no banho esteja inferior a 1%. Em seguida, sucede-se a etapa de impregnação forçada, onde os espécimes são submersos numa mistura do polímero silicone com seu respectivo catalisador ou reticulante. No caso da plastinação com silicone à temperatura ambiente, a mistura de impregnação (ou mistura reacional) é constituída pelo

silicone e seu reticulante (tetraetila orto silicato - TEOS), na proporção de 100:8 (m/m), respectivamente. Já à temperatura baixa, essa mistura é constituída de silicone e seu catalisador (dibutil estanho dilaurato - DBTL), na proporção de 100:1 (m/m), respectivamente. A mistura reativa com catalisador precisa permanecer em baixas temperaturas, pois o catalisador tem a capacidade de reagir com a molécula do silicone, aumentando a sua viscosidade gradualmente, sendo o frio um retardante dessa reação (SORA; BOIA; BANCIU, 2015). Esse tipo de reação aumenta a cadeia polimérica do silicone, realizando ligações “ponta a ponta” na molécula. Essa etapa de impregnação geralmente é lenta e gradativa e ocorre sob a ação de vácuo progressivo em uma câmara específica. O fim do processo se dá com a chegada ao vácuo máximo atingido pela bomba de vácuo e a inexistência de bolhas (acetona volatilizada) eclodindo na superfície do silicone. Após essa etapa, que pode demorar de poucos dias a mais de um mês, os espécimes são retirados do silicone para a drenagem do excesso do polímero e, então, se segue à cura química do silicone com aplicação do seu catalisador, no caso de plastinação em TA e seu reticulante, quando a plastinação segue em TB (HAGENS; TIEDEMANN; KRIZ, 1987).

Uma das vantagens da plastinação em TA é a baixa viscosidade do composto polimérico, o que facilita a impregnação forçada, reduz o tempo dessa etapa e também simplifica o seu monitoramento. Isto permite a impregnação completa em 1/3 do tempo, quando comparada à técnica utilizando temperatura baixa. Outra vantagem é que em TA, a impregnação forçada requer apenas uma câmara e uma bomba de vácuo, não sendo necessária a utilização de freezer, que pode limitar o tamanho da câmara de vácuo, reduzindo o custo do processo. Por outro lado, existem algumas desvantagens, como complicações ao tentar obter alta elasticidade, maior dificuldade para cura química e chances de surgimento de precipitados brancos nos espécimes. Além disso, as peças plastinadas em temperatura baixa preservam mais a qualidade de coloração (STARCIK; HENRY, 2015).

Por outro lado, a plastinação em TB, produz espécimes mais flexíveis e sua mistura reacional polimeriza-se como um todo, tanto nas camadas mais superficiais quanto nas mais profundas do espécime. Evita-se assim, o extravasamento tardio de silicone, mesmo após a etapa de catálise química, que

por sua vez, é até três vezes mais rápida, quando comparada com a plastinação em TA (STARCHIK; HENRY, 2015).

De todas as etapas da plastinação, a impregnação forçada é a mais importante e é decisiva para uma boa qualidade do espécime. Essa etapa foi descrita por Gunther von Hagens em 1977, que apresentou a mistura reativa para impregnação à frio, constituída do silicone e seu catalisador, como meio para a impregnação forçada na plastinação. Em 1998, Daniel Corcoran introduziu a ideia da impregnação à temperatura ambiente, onde propôs outra sequência para combinação dos componentes para a mistura de impregnação. A mistura reativa seria composta pelo silicone e o reticulante (GLOVER; HENRY, 1998). Apesar da plastinação em temperatura ambiente ser mais fácil, barata e normalmente ser a primeira opção de quem inicia a técnica, a pesquisa de Starchik (2015) mostrou que nessa época apenas 20% dos laboratórios de plastinação no mundo utilizavam o método de TA.

Na plastinação, segundo Sora et al. (2019), existem duas grandes áreas de aplicação. A primeira, para fins de ensino, espécimes duráveis de uma grande variedade de possibilidades e qualidade anteriormente desconhecida são produzidos. Diminui-se também a exposição de estudantes, técnicos de laboratório e professores, às substâncias tóxicas de conservação. Na outra área, a pesquisa, diversos estudos tem surgido nas mais diversas áreas do conhecimento ao longo dos últimos anos, tendo como objeto de pesquisa, tecidos plastinados e a própria técnica em si, tais como pesquisa de polímeros alternativos (MONTEIRO et al., 2018; SORA; BOIA; BANCUI, 2015; ADDS, 2017), preparações histológicas (RAMOS et al., 2018; MARKS; CHANEY; BOPPART, 2008; ZHANG; AN, 2000), extração e amplificação de material genético (OTTONE et al. 2020; FRIERSON et al., 1988), estudos com exames de imagens (PANDEY; SHUKLA; BAPTISTA, 2015; MAGIROS; KEKIC; DORAN, 1997), coloração de peças plastinadas (KANG et al., 2015; MCCREARY; ILIFF; HERMEY, 2013; SIQUEIRA, 2018) e métodos ativos de ensino (STUART; HENRY, 2019; SORA et al., 2019; HAQUE et al., 2017).

Uma das questões levantadas em relação à plastinação de tecidos biológicos é quanto à retração inerente a técnica (SORA et al., 2015; STARCHIK; HENRY, 2015). Essa retração ocorre em maior proporção na etapa de

impregnação forçada, onde há a troca do solvente intermediário pelo polímero no tecido. As viscosidades e fluxos dos líquidos (polímero e solvente) nessa etapa são diferentes, fazendo com que a dinâmica de substituição/impregnação aconteça com velocidades também diferentes. Com isso, o solvente é extraído com maior velocidade do que o polímero permeia o tecido para substituí-la, causando a retração tecidual. Esse fenômeno é mais notável na plastinação utilizando-se como polímero o silicone.

Para que a plastinação seja concluída com sucesso e qualidade, é importante que o polímero a ser utilizado tenha as características químicas e reológicas ideais, tal como a viscosidade. Os polímeros correspondem a substâncias macromoleculares constituídas por unidades estruturais repetidas, os monômeros, unidas umas às outras por ligações covalentes. No silicone, a unidade que se repete é o siloxano (HOLLADAY; BLAYLOCK; SMITH, 2001).

2.3. SILICONE

Os silicones, também chamados de siloxanos ou ainda polissiloxanos, são polímeros semi-inorgânicos, ou seja, são constituídos de uma cadeia principal formada por átomos de silício e oxigênio e grupos laterais (R) orgânicos, pode ser, por exemplo, metil, vinil e fenil (Figura 2). Portanto, possuem material orgânico e inorgânico. Esses polímeros são materiais inertes, inodoros, insípidos, estáveis termicamente, resistentes à água ou agentes oxidantes, além de serem bons isolantes elétricos (MILES; BRISTON, 1975). Apresentam boa resistência a altas ou baixas temperaturas (-45 a +145 °C) e tem viscosidades entre 10 e 100.000 mPa.s (MILES; BRISTON, 1975).

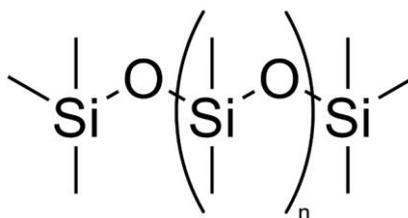


Figura 2. Fórmula estrutural genérica dos silicones.
Fonte: MILES; BRISTON, 1975.

Os silicones, tecnicamente, são polímeros que podem ser obtidos basicamente em três etapas: síntese dos clorossilanos, hidrólise dos clorossilanos para silanóis e polimerização ou condensação dos silanóis. A primeira etapa ocorre num leito fluidizado de pó de silício metálico, tratado com um fluxo do gás clorometano, geralmente às temperaturas de 250 a 350 °C, pressões de 1 a 5 atm e cobre metálico como catalisador. Uma mistura de diferentes clorossilanos é obtida contendo principalmente o monômero dimetildiclorossilano (Me_2SiCl_2), que representa a unidade mais importante para as próximas etapas (Figura 3A). Na segunda etapa, a partir da hidrólise do dimetildiclorossilano, na presença de excesso de água, são sintetizados os polidimetilsiloxanos (Figura 3B) (HARDMAN; TORKELSON 1986).

Os produtos dessa reação são condensados prontamente. Leva-se assim, a uma mistura de silicones lineares e cíclicos. Os oligômeros lineares e cíclicos obtidos por hidrólise do dimetildiclorossilano possuem ainda cadeias muito pequenas, para a maioria das aplicações. Na terceira e última etapa, eles serão polimerizados por reações de condensação (no caso dos lineares, como os PDMS) ou com abertura do anel (no caso dos cíclicos), para obter macromoléculas de comprimentos satisfatórios (Figura 3C). Essa etapa é decisiva para determinação da viscosidade do produto final, uma vez que a viscosidade dos silicones está diretamente relacionada com o seu grau de polimerização (n), isto é, com o tamanho da cadeia polimérica (proporcional à massa molar), podendo-se, portanto, obter o silicone em três formas: líquida, gel e coesivo (HARDMAN; TORKELSON 1986).

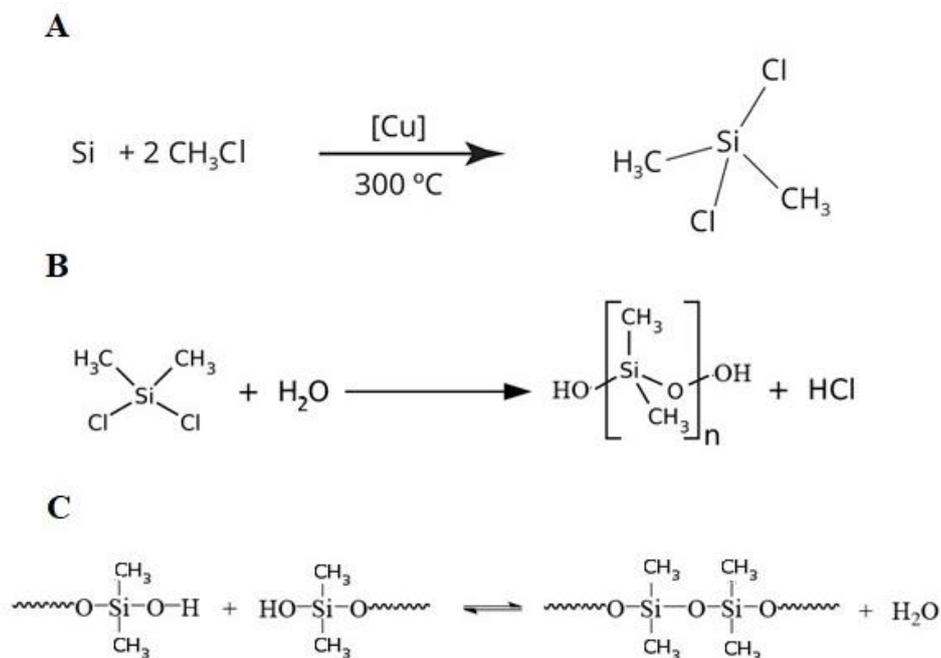


Figura 3. Síntese de silicone polidimetilsiloxano. (A) Síntese dos clorossilanos; (B) Hidrólise dos clorossilanos para silanóis; (C) Condensação dos silanóis para formação de PDMS.

Fonte: Do autor (2020).

Durante a etapa de polimerização, a cadeia polimérica aumenta de tamanho de modo independente, fazendo com que, em certo momento da propagação, o centro ativo se instabiliza e não é mais encontrado. Essa instabilização ocorre de maneira não dependente e muda para cada cadeia, produzindo cadeias com tamanhos distintos, variando entre um valor médio. Esse fato ocasiona a distribuição de massa molar (DMM), outro fator importante para a previsão do comportamento e, assim, utilização prática do polímero (CANEVAROLO, 2017).

O PDMS, principal silicone utilizado na plastinação, cujos substituintes são CH_3 , pode se diferenciar de acordo com o grupamento terminal das moléculas. Hidroxila, hidrogênio e metil terminais estão entre os principais e mais simples grupamentos na ponta da cadeia desse polímero (XING et al., 2016; HEIDENKUMMER; KAMPIK; THIERFELDER, 1991). No Laboratório de Plastinação da Ufes são utilizados os silicones S10, da marca Biodur e o Poliplast 1 (P1), da marca Polisil. O silicone S10 foi desenvolvido e testado para o uso na plastinação e é importado da Alemanha (SORA; BOIA; BANCIU, 2015). De acordo com um estudo de Chaynes e Mingotaud (2004), o silicone S10

apresentou massa molar média de 27.200 g/mol e têm majoritariamente grupos silanóis terminais nas moléculas poliméricas (CHAYNES; MINGOTAUD, 2004). Já o silicone P1 ainda não havia sido avaliado detalhadamente para o emprego nessa técnica e é de comercialização nacional. Para o emprego correto de um silicone, tal como o PDMS, ou outro polímero deve-se conhecer as propriedades químicas e reológicas ideais para determinar seu uso.

2.4. CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA E REOLÓGICA

Na caracterização de polímeros utilizam-se instrumentos de análise que objetivam compreender diferentes aspectos que se relacionam à sua composição e estrutura, que por sua vez estão ligadas às propriedades físicas, químicas e reológicas dos polímeros (ZARBIN, 2007). A caracterização polimérica é muito importante para estabelecer uma correlação entre as propriedades químicas, físicas e mecânicas dos produtos analisados (BOVEY; MIRAU, 1996). Algumas das análises realizadas para caracterização química e reológica são a espectroscopia no infravermelho, espectrometria de massas (porém não usual na área de polímeros semi-inorgânicos) e reometria rotacional.

A espectroscopia de infravermelho estuda a interação da energia eletromagnética (referente à área do infravermelho médio) com a matéria, partindo do pressuposto dessa interação causar uma mudança na vibração molecular normal, pois altera o dipolo da ligação existente entre dois átomos devido à transição do nível energético do átomo, que passa a estar excitado. O método principal de estudo é a interação por absorção (CANEVAROLO, 2017; GOMES, 2015). A frequência em que as ligações químicas poderão absorver depende das características dos átomos que compõe a ligação, como a sua massa atômica, da força de ligação e da geometria molecular (GUALTIERI, 2002), devido à influência dessas na distância de ligação química e no ângulo de ligação, essa estrutura molecular é responsável pelas propriedades das substâncias que permitem a sua caracterização (CANEVAROLO, 2017).

Dependendo da frequência de onda absorvida, ela pode ser convertida em dois tipos de energia, rotação e vibração molecular. O intervalo com maior utilidade para a espectroscopia de infravermelho é o infravermelho médio (MIR),

que compreende entre $4.000 - 400 \text{ cm}^{-1}$, pois o espectro apresenta deformações rotacionais e vibracionais, formando bandas e linhas, que permitem a identificação de moléculas, de acordo com a absorção de energia em determinadas frequências de ressonância (GUALTIERI, 2002). A faixa especialmente utilizada nas análises vai de 4.000 cm^{-1} a 650 cm^{-1} , e essa faixa que foi utilizada para as análises dos silicones P1 e S10.

A análise exploratória aplicada a espectros de reflexão total atenuada no infravermelho por transformada de Fourier (FTIR-ATR) tem relevante importância na identificação e caracterização de substâncias, apresentando vantagens como não ser destrutiva e não necessitar de um preparo prévio da amostra (SILVERSTEIN; BASSLER; MORRILL, 1991). Cada espectro obtido por um espectrômetro de infravermelho apresenta bandas em diferentes comprimentos de onda, sendo cada um característico de determinado grupo funcional ou ligação química (SKOOG et al., 2007).

A espectroscopia do infravermelho com transformada de Fourier opera com o interferômetro de Michelson. Esse método é importante na análise orgânica de variados compostos e é bastante usual por ser reprodutível, preciso, barato e rápido. O equipamento consiste na manipulação da energia emitida da fonte até o divisor de feixe que separa o feixe em duas porções perpendiculares, uma refletida e outra transmitida, sendo direcionadas a dois espelhos e, após serem refletidos novamente, esses dois feixes encontram-se construtivamente, passando pela amostra. A amostra então absorve alguns comprimentos de onda e o que é transmitido será detectado, fornecendo o sinal em forma de banda no espectro (GOMES, 2015) (Figura 4).

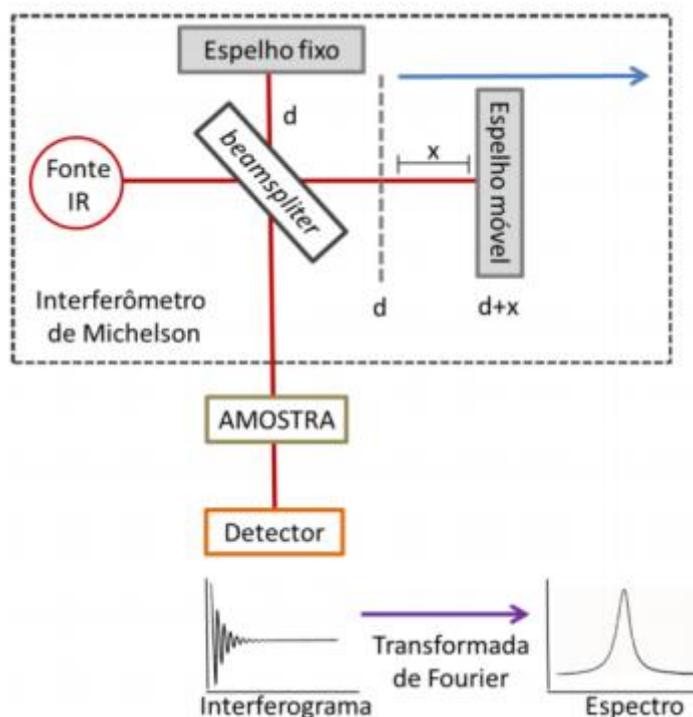


Figura 4. Esquema de funcionamento de um espectrofotômetro FTIR.
Fonte: LIMA, 2015.

A espectrometria de massas é um método muito utilizado para caracterizar quimicamente substâncias orgânicas e inorgânicas, fornecendo informações qualitativas e/ou quantitativas sobre o analito e específicas sobre a estrutura molecular, massa molar e concentração das substâncias (KILL, 2016).

O princípio básico da técnica consiste no rompimento de uma ligação química da molécula, por protonação ou desprotonação, formando íons moleculares que são quantificados na razão massa/carga (m/z), indicando, em alguns casos, a massa molar da molécula em seu estado neutro (KILL, 2016).

A instrumentação do aparelho consiste em um sistema para introdução da amostra, fonte de ionização, analisador de massas e um detector que transforma a contagem de íons em sinais que podem ser interpretados (KILL, 2016). Existem vários métodos para separação e detecção, contudo, a ionização é a etapa com maiores possibilidades de técnicas diferentes devido ao grande espectro de amostras que podem ser analisadas (MORAES; LAGO, 2003) (Figura 5). O método utilizado para este trabalho foi a ionização por eletrospray (ESI) que é utilizada para analisar compostos não-voláteis e de alta massa molecular

(GOMES, 2015). Apesar de normalmente ser denominada como uma fonte de ionização, o “electrospray”, na verdade, é um método em que são transferidos íons já existentes em solução para a fase gasosa. Então, pode-se afirmar que a ionização de fato (formação de um íon a partir de uma espécie neutra) é um efeito secundário. Essa ionização acontece com a formação de um “spray” eletrostático, com a qual são formadas gotículas com carga e, destas, liberam-se os íons (MORAES; LAGO, 2003).

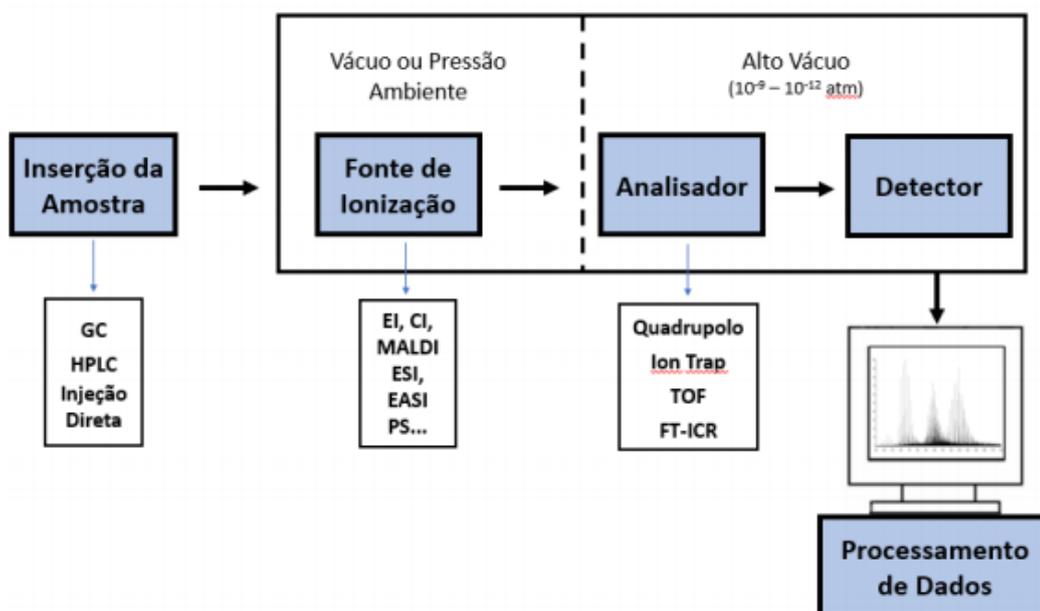


Figura 5. Diagrama esquemático de um espectrômetro de massas.
Fonte: BOTELHO, 2018.

Reologia é a ciência que estuda a deformação e o escoamento (fluxo) da matéria, ou seja, o comportamento dos materiais frente a uma tensão ou deformação aplicada. Na reologia há uma técnica experimental chamada reometria, que estuda as propriedades reológicas de um fluido e mede o seu escoamento, sendo de extrema importância nos processos de controle de qualidade e na modelagem de processos industriais (BARNES; HUTTON; WALTERS, 1989). As propriedades reológicas são encontradas em todos os materiais (gases, líquido e sólidos) (TONELI; MURR; PARK, 2004). Os equipamentos mais usados na reometria são os viscosímetros capilares, e os reômetros. O reômetro rotacional funciona, simplificada, pelo princípio da

resistência que o líquido analisado produz quando cisalhado por uma haste móvel rotacional do equipamento. Uma das propriedades estudadas na reologia é a viscosidade (SHIROMA, 2012).

A viscosidade é uma propriedade dos líquidos que descreve a sua resistência ao fluxo. Quanto mais viscoso for um líquido, maior é a dificuldade desse líquido fluir ou escorrer. Um dos principais fatores externos/ambientais que influenciam a viscosidade, por exemplo, de um silicone, é a temperatura (ROBERTS et al., 2017; OLIVEIRA; BARROS; ROSSI, 2009; BIRESAW; CARRIERE; SAMMLER, 2003), uma vez que a viscosidade é diretamente proporcional ao atrito interno originado da força de atração das próprias moléculas do silicone. Sendo assim, com o aumento da temperatura, há também o aumento das distâncias intermoleculares do silicone, causado pela maior energia cinética (provocada pelo aquecimento), reduzindo as forças de atração e, por consequência, o atrito será menor, permitindo um escoamento mais rápido (menor viscosidade). A diminuição da temperatura promove o contrário (GRANGEIRO et al., 2007). Além disso, fatores moleculares também são importantes para determinar a viscosidade, tais como grau de polimerização, grupos laterais da molécula, distribuição da massa molar, dentre outros. A viscosidade é uma propriedade levada em consideração na classificação dos fluidos.

2.5. CLASSIFICAÇÃO DOS FLUIDOS

Para melhor entender sobre a classificação dos fluidos e suas propriedades, imagine um fluido entre duas placas paralelas, uma fixa e outra móvel, ambas de área A e a uma distância y uma da outra. Quando aplicada uma força (F) na parte superior, a placa móvel é movimentada a uma velocidade (u) constante se comparada à placa situada inferiormente (fixa) (Figura 6).

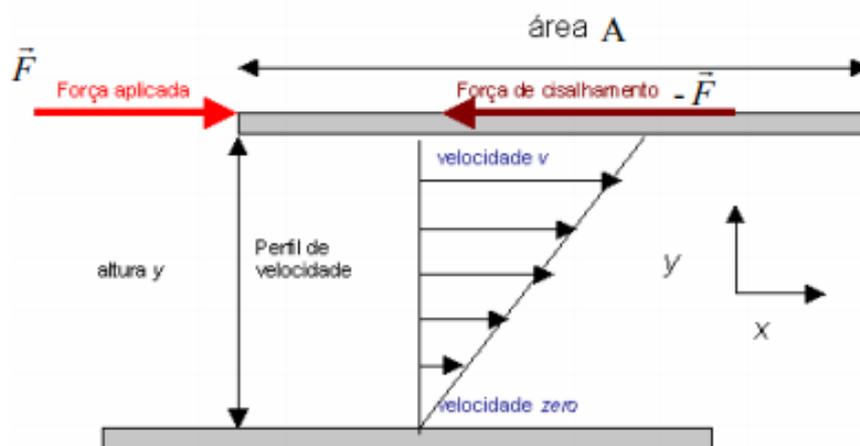


Figura 6. Força de cisalhamento aplicada a um fluido.
Extraído de: Boldrini, 2015.

Esta força (F) origina outra força de mesma intensidade, entretanto em sentido contrário, que é a força de cisalhamento e sua existência deve-se somente às forças coesivas do fluido com as paredes da placa e entre as lâminas de fluido, quando em regime laminar. A força de cisalhamento origina um gradiente de velocidade du_x/dy entre as placas. Uma vez que não há deslizamento do fluido nas paredes das placas, a velocidade deste será zero na placa fixa (inferior) e igual a u na placa móvel (superior) (BAILEY; WEIR, 1998; BASSANE, 2015; BOLDRINI, 2015). As definições de tensão de cisalhamento (força aplicada) e taxa de deformação (gradiente de velocidade) são utilizadas para caracterizar a deformação e o escoamento do fluido. Tensão de cisalhamento ou tensão de corte é quando uma força é aplicada perpendicularmente ao material analisado por unidade de área cisalhante. Já a taxa de cisalhamento ou taxa de deformação é definida pela variação da deformação de cisalhamento (gradiente de velocidade) em relação ao tempo (SHIROMA, 2012).

O diagrama de curva de fluxo mostra graficamente a correlação entre a tensão e taxa de cisalhamento que indica o comportamento de fluxo de um líquido. Nesse diagrama, a tensão de cisalhamento (τ) é observada no eixo da ordenada e a taxa de cisalhamento ($\dot{\gamma}$) no eixo da abscissa. Já no diagrama de curva de viscosidade, o eixo da ordenada mostra a viscosidade e a abscissa mostra a taxa de cisalhamento (SCHRAMM, 2006).

A propriedade física que descreve a relação entre tensão e taxa de cisalhamento é a viscosidade dinâmica, no qual, usando-a como parâmetro e levando em conta a deformabilidade e a fluidez, pode-se separar as substâncias em dois grupos: fluidos Newtonianos e fluidos não-Newtonianos (BOLDRINI, 2015). O fluido no qual a tensão de cisalhamento é diretamente proporcional à taxa de deformação é chamado fluido Newtoniano, e a viscosidade é uma constante para este fluido (Figura 7). Já o fluido cuja tensão de cisalhamento não é diretamente proporcional à taxa de cisalhamento é denominado fluido não-Newtoniano, e a viscosidade, portanto, tende a variar de acordo com a taxa de cisalhamento que é aplicada ao fluido. Fluidos como água, ar e gasolina são considerados como Newtonianos nas condições normais (SCHRAMM, 2006).

A Figura 7 representa as curvas de fluxo e de viscosidade de fluidos não-Newtonianos e Newtonianos, nestes últimos, se pode notar a proporcionalidade direta entre as taxas e tensões de cisalhamento e também que a viscosidade permanece inalterada quando se varia a taxa de cisalhamento aplicada, ou seja, quanto mais lineares forem as curvas de fluxo e os dados de viscosidade para cada concentração, mais próximo do comportamento Newtoniano está a amostra.

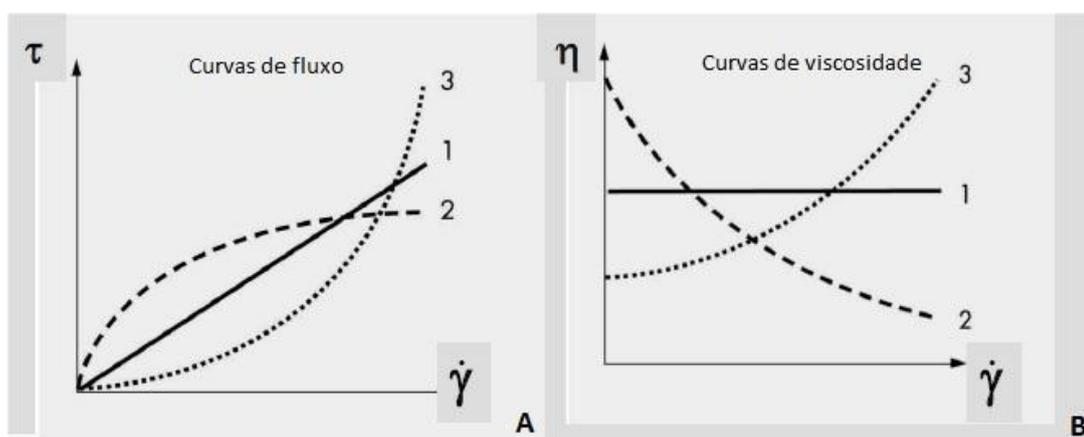


Figura 7. Comportamento de fluxo dos fluidos.

Legenda: A - Curvas de Fluxo. B - Curvas de viscosidade. (τ) - Tensão de Cisalhamento; ($\dot{\gamma}$) - Taxa de Cisalhamento; (η) - Viscosidade. 1 – Fluido Newtoniano. 2 – Fluido Pseudoplástico (Não-Newtoniano). 3 – Fluido dilatante (Não-Newtoniano).

Fonte: Boldrini, 2015.

3. OBJETIVOS

3.1. GERAL

Caracterizar as estruturas químicas e reológicas dos silicones Biodur[®] S10 (controle) e Polisil[®] Poliplast P1 (alternativo) e avaliar o emprego destes na plastinação de diferentes tipos de tecidos biológicos, tendo como parâmetro a retração tecidual.

3.2. ESPECÍFICOS

- Determinar a fórmula estrutural dos silicones testados;
- Realizar o estudo reológico dos silicones de interesse;
- Avaliar a retração média dos cortes de um corpo humano fatiado e plastinado por diferença de volume;
- Avaliar a retração dos diferentes tipos de tecidos biológicos plastinados por diferença de área;
- Avaliar a substituição do silicone de referência (S10) por um de comercialização nacional (P1) na técnica de plastinação.

4. MATERIAS E MÉTODOS

Para fins de facilitar a pesquisa, dividiram-se os materiais e métodos em duas etapas. A primeira voltada para a caracterização estrutural química e das propriedades reológicas dos silicones S10 (silicone importado e de referência) e P1 (silicone teste e de comercialização nacional), e a segunda, direcionada às implicações que os silicones de diferentes viscosidades possuem na etapa de impregnação forçada da plastinação, tendo como parâmetro a retração tecidual. O silicone S10 é comercializado pela empresa alemã Biodur® e o P1 foi adquirido com a empresa brasileira Polisil®.

4.1. ANÁLISE QUÍMICA E REOLÓGICA

A primeira parte da pesquisa foi caracterizar os silicones S10 e P1 quanto às suas estruturas químicas, como a fórmula estrutural e presença de ligações químicas, e suas propriedades reológicas. Foram empregadas as técnicas de espectroscopia no infravermelho, espectrometria de massas e reometria para obtenção dos dados dos grupos funcionais (fórmula molecular), estudo de fluxo e deformação dos materiais poliméricos. A partir do estudo reológico se elucida a classificação do silicone quanto à relação entre a taxa e tensão de cisalhamento. Foi também conhecida mais profundamente a influência do gradiente de temperatura nas viscosidades dinâmicas dos polímeros testados. Com isso, então, pode ser determinada a viscosidade dinâmica para a faixa de temperatura de interesse.

4.1.1. Análise por Espectroscopia no Infravermelho

Os experimentos de espectroscopia no infravermelho por transformada de Fourier (FTIR, do inglês "*Fourier transform infrared*") foram realizados para o fim de caracterizar as amostras de silicone Poliplast 1 (P1) e Biodur® S10. O equipamento utilizado foi o espectrômetro PerkinElmer® Spectrum 400 FTIR (Laboratório de Instrumentação, NCQP-UFES), com acessório de cristal de seleneto de zinco (ZnSe) a temperatura ambiente para técnica de refletância total

atenuada (ATR, do inglês “*attenuated total reflectance*”) (Figura 8), a faixa utilizada para as análises dos silicones P1 e S10 foi de 4.000 cm^{-1} a 650 cm^{-1} , 16 scans, com 4 cm^{-1} de resolução. Os espectros foram plotados utilizando o programa Origin Pro 8.5. Neste trabalho o FTIR foi utilizado para identificação qualitativa das ligações entre os átomos e grupamentos funcionais que compõem os silicones testados, assim como a comparação entre os espectros do silicone de referência S10 e o alternativo P1.



Figura 8. Espectrômetro de IV PerkinElmer® Spectrum 400 FTIR.
Fonte: perkinelmer.com.br/

4.1.2. Análise por Espectrometria de Massas

O espectrômetro de massas utilizado para essa análise foi cedido pelo Laboratório de Petroleômica e Forense da Labpetro/Ufes. Foi empregado o método de espectrometria de massas FT-ICR, com infusão direta por ionização por *electrospray* (ESI-FT-ICR MS) (Ressonância Ciclotrônica de Íons por Transformada de Fourier e ionização por eletrospray, do inglês: *Electrospray Ionization Fourier transform-ion cyclotron resonance mass spectrometry*). As duas amostras de silicone, P1 e S10, foram lidas em ESI(+) e ESI(-) e diluídas em tolueno.

O espectrômetro de massas utilizado foi o modelo 9.4 T Solarix, Bruker Daltonics, Bremen, Alemanha (Figura 9). As análises foram realizadas em uma

faixa dinâmica de aquisição de íons de 200-1500 m/z , a solução foi injetada na fonte de ESI a um fluxo de $10 \mu\text{L}\cdot\text{min}^{-1}$ e a faixa dinâmica de aquisição de íons na cela de ICR foi de 200-1500 m/z .

Os demais parâmetros da fonte de ESI utilizados foram: I) voltagem no capilar (cone): - 3600 V; II) *End Plate Offset* = - 500 V; III) temperatura e fluxo do gás de secagem: $250 \text{ }^\circ\text{C}$ e $3 \text{ L}\cdot\text{min}^{-1}$; iv) pressão do gás nebulizador: 1,5 bar; v) *skimmer* = 8 V e vi) energia de colisão (*collision voltage*) = - 1 V. Na transmissão de íons, o tempo de acumulação de íons no hexapolo (*ion accumulation time*) foi de 0,035 s. Os espectros ESI(+)-FT-ICR foram adquiridos a partir da acumulação de 32 varreduras (*scans*) com um domínio de tempo de 4M (*mega-point*).



Figura 9. Espectrômetro de massas modelo 9.4 T Solarix, Bruker Daltonics, Bremen.

Fonte: Do autor (2019).

Embora pouco usual na caracterização de polímeros como o silicone, a espectrometria de massas foi realizada neste estudo na tentativa de elucidação da relação massa molar/ viscosidade dos silicones testados.

4.1.3. Análise Reológica

Para a análise reológica foi utilizado o reômetro rotacional fabricado pela empresa Anton Paar (modelo RheolabQC) (Figura 10), do Laboratório de Processamento e Caracterização/LabPetro situado na Universidade Federal do

Espírito Santo. O equipamento conta com um sistema de medição de cilindro coaxial e possui um sistema de resfriamento e aquecimento acoplado para as amostras, sendo a temperatura mínima e máxima atingidas de -5 e 80 °C. As viscosidades dinâmicas dos polímeros S10 e P1 foram medidas nas seguintes temperaturas pré-programadas: -5, 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30 e 35 °C. As amostras de silicones foram transferidas uma a uma para um recipiente específico, cerca de 25 mL cada, no reômetro e uma haste cilíndrica rotativa no interior da amostra, foi afixada à cabeça de medição do reômetro, gerando assim um cisalhamento no fluido. Além da viscosidade dinâmica e temperatura, o aparelho também mediu a taxa e a tensão de cisalhamento.

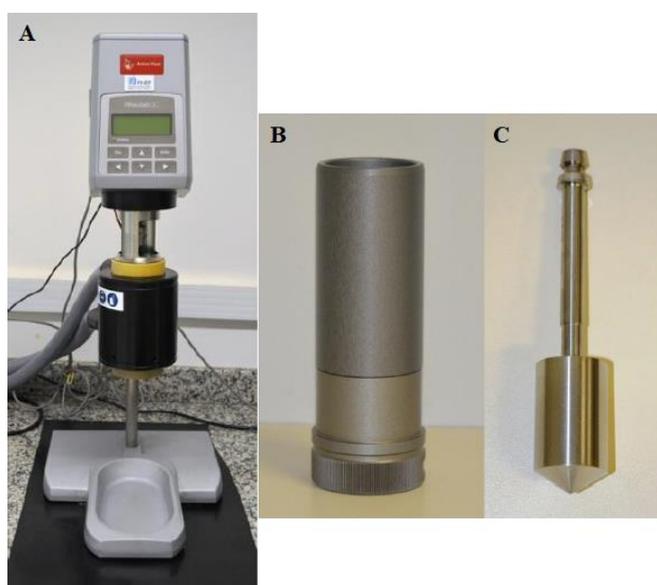


Figura 10. Sistema de análise reológica. (A) Reômetro rotacional, modelo RheolabQC, fabricado pela Anton Paar; (B) Vaso cilíndrico para conter a amostra a ser analisada no reômetro e (C) haste cilíndrica de metal responsável por gerar cisalhamento no fluido durante o teste reológico.

Fonte: Do autor (2019).

O aparelho realizou 100 medidas de cada temperatura e suas respectivas viscosidades com a taxa de cisalhamento variando de 100 a 600 segundos⁻¹ (s⁻¹). A partir dos valores de taxa e tensão de cisalhamento medidos, construíram-se as curvas de fluxo e viscosidade para cada amostra. Os dados foram plotados no *software* Start Rheoplus[®] pelo próprio equipamento e posteriormente exportados para o programa Microsoft Excel 2008 (Microsoft Office system 2008) e, a partir

dessas medidas, fez-se as médias das 100 temperaturas e suas respectivas médias de viscosidades. Com essas médias obtidas de cada amostra construíram-se os gráficos de dispersão (XY) de viscosidade vs temperatura e a equação da curva de viscosidade dinâmica de cada polímero analisado, bem como o coeficiente de determinação (R^2) dessa equação, calculado pelo próprio programa de tratamento dos dados (Excel[®]). O grau de exatidão entre os valores de viscosidades calculados pela equação e os valores reais pode ser demonstrado por esse coeficiente. Também foi calculado o desvio-padrão para cada ponto.

Uma vez que o aparelho não tinha capacidade para medir as viscosidades dos silicones em temperaturas abaixo de $-5\text{ }^{\circ}\text{C}$, como a temperatura utilizada na etapa de impregnação presente na segunda parte desse estudo ($-18\text{ }^{\circ}\text{C}$), as nove medidas de temperaturas pré-programadas e suas viscosidades de cada silicone foram necessárias para a obtenção das equações das curvas de viscosidade vs temperatura. E, a partir dessas equações, foi possível extrapolar e interpolar as possíveis viscosidades (estimadas) dos silicones nas temperaturas de interesse, fora da faixa medida pelo aparelho.

Os resultados para viscosidade e temperatura foram então comparados por meio de testes de Análise de Variância (ANOVA), de uma via, com nível de significância de 5%. As análises estatísticas foram realizadas por meio dos programas *Statistical Package for the Social Sciences* (SPSS for Windows 8), Microsoft Excel 2008 (Microsoft Office System 2008) e R (R 2020), e expressos em média \pm desvio-padrão (DP).

4.2. ANÁLISE DOS TECIDOS BIOLÓGICOS PLASTINADOS COM OS DIFERENTES SILICONES

Nessa parte do estudo foi quantificada e analisada a retração média (volumétrica e superficial por área) de diferentes tecidos biológicos causada pela plastinação com os silicones S10 e P1. Os tecidos humanos analisados foram: cardíaco, pulmonar, esplênico, renal, hepático, muscular e ósseo, e para tal análise foi utilizado um corpo humano inteiramente fatiado.

4.2.1. Plastinação das fatias humanas

O cadáver humano utilizado na pesquisa foi cedido pelo Setor de Anatomia do Departamento de Morfologia, localizado no Centro de Ciências da Saúde/Ufes. Com aproximadamente 1,65 metros de altura, possuía entre 60 e 65 anos, e era do sexo masculino (Figura 11). Já se encontrava fixado e conservado em formalina 10% por aproximadamente 5 anos.



Figura 11. Cadáver humano masculino adulto, já fixado e adequadamente posicionado para congelamento e subsequente emblocamento para fatiamento e plastinação.

Foto: Do autor, 2018.

Primeiramente o corpo foi lavado em água durante um dia para retirada do excesso de formol, e congelado em posição anatômica em freezer horizontal a -20°C por 48 horas. Após o congelamento, foram cortados os pés na altura do tornozelo, mãos no nível do punho e cabeça com pescoço. Esses segmentos não foram considerados nessa pesquisa por não apresentarem tecidos suficientes para análise e pela perda de padronização da espessura dos cortes, visto o interesse expositivo posterior. Além disso, o tecido nervoso não apresentou boa qualidade para análise. Após isso, o corpo foi emblocado em resina de

poliuretano (PU), e para isso, foi construída uma caixa sob medida, poucos centímetros maior que o espécime, onde o corpo foi posicionado discretamente afastado das paredes. Em seguida preparou-se a mistura dos componentes A e B da resina PU, que rapidamente foi derramada ao redor do corpo na caixa, que foi fechada imediatamente (Figura 12). Após a completa expansão da espuma de PU, que durou poucos segundos, formou-se um bloco retangular que foi retirado do caixote e transferido a um freezer horizontal por mais sete dias a -25°C . O emblocamento e congelamento serviram para facilitar o fatiamento subsequente de forma alinhada, diminuindo o risco de se perder o plano de corte.



Figura 12. Cadáver congelado posicionado na caixa durante expansão da espuma de PU para seu emblocamento e posterior plastinação.
Fonte: Athelson Bittencourt, 2018.

O fatiamento foi realizado com auxílio de uma serra fita da marca Skymesen tipo SSI nº 1974, no sentido do plano transversal do cadáver, com fatias de espessura entre 13 e 15 milímetros (Figura 13). Essa etapa durou aproximadamente sete dias, uma vez que, quando o bloco começava a descongelar era necessário, para manter a qualidade do corte das fatias, interromper o procedimento para recongelamento por mais 24 horas. Durante a etapa, os cortes já feitos eram armazenados no freezer (-20°) na ordem do fatiamento (de superior para inferior). No momento do fatiamento da perna

esquerda suspeitou-se que esta possuía uma haste metálica intramedular na tíbia, uma vez houve resistência ao corte. Essa hipótese foi confirmada posteriormente com exame de raios x e por isso esse segmento foi desconsiderado do estudo.



Figura 13. Processo de fatiamento em serra fita do corpo congelado e emblocado em poliuretano para a plastinação.
Fonte: Athelson Bittencourt, 2018.

Terminada essa etapa, todas as fatias foram etiquetadas com uma identificação numérica crescente de um em um, iniciando por 01 a partir da parte superior do tórax (Figura 14). Os membros superiores e inferiores foram identificados, além do número, com as letras D ou E para direita ou esquerda, respectivamente. Já identificados, os cortes foram sequencialmente lavados em acetona resfriada (-25°C) e com o auxílio de um pincel, para a retirada de fragmentos e sujidades proveniente do fatiamento (Figura 15), após quando então, seguiram para o processo de plastinação.



Figura 14. Fatias do corpo humano masculino, com suas identificações numéricas ordenadas, destinadas à plastinação.
Fonte: Athelson Bittencourt, 2018.



Figura 15. Processo de lavagem em acetona resfriada (-25°C), de fatias do corpo humano masculino destinado à plastinação.
Fonte: Athelson Bittencourt (2018).

A técnica de plastinação foi realizada de acordo com o protocolo proposto por von Hagens, Tiedemann e Kriz (1987), dividida em 4 etapas principais: fixação, desidratação, impregnação forçada e cura/catálise química. A fixação já tinha sido realizada previamente, utilizando-se solução de formalina a 10% para estabilização dos tecidos. Imediatamente após a limpeza dos cortes com acetona, como já descrito, sucedeu-se a desidratação em TB (-25°C), sendo realizada com

4 banhos semanais imersivos em acetonas de concentrações 95, 95, 100 e 100% (v/v), consecutivamente, dentro de um freezer. Concomitantemente ao primeiro banho de desidratação semanal foi adicionado peróxido de hidrogênio na acetona resfriada para o clareamento das fatias, sendo a concentração final do peróxido de 10 volumes (3% v/v). O clareamento foi realizado juntamente com a desidratação com o objetivo de evitar o descongelamento dos espécimes e possível perda ou deslocamento de pequenas estruturas. Ao final de cada banho, a pureza da acetona era verificada com auxílio de um acetônômetro, considerando-se finalizada a etapa de desidratação com a acetona tendo atingido pureza superior a 99% (v/v). Nesse ponto, os cortes foram separados em grupo controle (S10) e o grupo teste (P1). O grupo controle era composto pelos cortes com o número de identificação par, totalizando 77 fatias e o grupo teste composto pelos cortes com números ímpares, totalizando 81 fatias. A partir de então, os cortes foram imersos na mistura reativa de impregnação a frio (-18°C), composta pelo silicone a ser testado (S10 ou P1) e seu respectivo catalisador Dibutil Estanho Dilaurato (DBTL) de cada empresa, na proporção de 100:1 (m/m), respectivamente, já dentro da câmara de vácuo por 24 horas. Depois desse período aplicou-se o vácuo de forma lenta e progressiva, tendo como parâmetro de ajuste do vácuo o padrão de bolhas com uma bolha/segundo no mesmo ponto de observação (deJONG; HENRY, 2007). A progressão do vácuo foi aferida com manômetro digital e de mercúrio. Com o cessamento do aparecimento das bolhas na superfície do silicone e o atingimento do vácuo máximo pela bomba, a etapa foi considerada finalizada. Com isso, a impregnação forçada durou 26 dias, atingindo a pressão mínima (vácuo máximo) de 8 mmHg. Em seguida, as fatias foram colocadas para drenagem do excesso de silicone na própria câmara por 3 dias (Figura 16) e posteriormente foram realizada também a drenagem mecânica com papel absorvente por mais 2 dias.



Figura 16. Processo de drenagem de silicone imediatamente após a impregnação em baixa temperatura (-18°C) de fatias do corpo humano masculino destinado à plastinação.

Fonte: Athelson Bittencourt (2018).

Na cura química foi vaporizado o reticulante tetraetila orto silicato (TEOS) de cada fabricante em um saco fechado contendo as peças dispostas para o endurecimento do silicone (Figura 17). Após dois dias de cura, os espécimes estavam finalizados. Toda a plastinação do material foi realizada no Laboratório de Plastinação da Ufes.



Figura 17. Processo de cura química das fatias do corpo humano impregnado com silicone, que é realizado com volatilização do reticulante em uma câmara plástica fechada.

Fonte: Do autor (2018).

4.2.2. Avaliação da retração das fatias e diferentes tecidos biológicos

Sabendo-se que a melhor medida para quantificar o nível de retração tecidual de espécimes plastinados é pela diferença de volume (BROWN; REED; HENRY, 2002), mediram-se os volumes (mL) de cada fatia antes da impregnação e após a cura química, para verificar assim, a influência dos silicones de diferentes viscosidades na retração tecidual causada pela etapa de impregnação forçada com o polímero. Para isso, as fatias eram submersas em cubas de vidro calibradas cheias de acetona pura e registavam-se o volume de líquido deslocado para determinação do volume do corte. Foram utilizadas 4 cubas de vidro previamente calibradas de tamanhos diferentes, uma vez que os cortes possuíam tamanhos muito variados. Para padronização, utilizou-se as mesmas cubas e vidrarias calibradas de medição nas duas etapas de aferição de volume para os mesmos cortes. A retração volumétrica de cada fatia foi expressa como percentual e calculada de acordo com a equação 1:

$$\frac{\text{volume (mL) antes da impregnação} - \text{volume (mL) após cura}}{\text{volume (mL) antes da impregnação} \times 100} = \% \text{ de retração} \quad (1)$$

Calcularam-se também a retração média geral de todos os cortes e por segmento anatômico, bem como seus desvios padrão (DP). Foram medidos os volumes após a cura química, pois essa medida seria facilitada, uma vez que os cortes estariam mais rígidos e sem silicone em estado líquido. Além disso, de acordo com o valor informado nas fichas técnicas dos polímeros, a retração causada pela cura é menor que 0,5%.

Para avaliar a retração dos diferentes tipos de tecidos separadamente, não foi possível medir os volumes, uma vez que os segmentos dos órgãos estavam fixos nos respectivos cortes. Assim, utilizou-se como parâmetro para a medida de retração a área (cm^2) dos tecidos de interesse em seus cortes. Os tecidos analisados foram: cardíaco, pulmonar, hepático, esplênico, renal, muscular esquelético e ósseo. Para efeito de cálculo de retração do tecido muscular, foram medidas as áreas dos músculos grácil, sartório e reto da coxa (ou reto femoral). E para avaliação do tecido ósseo, consideraram-se os ossos úmero e fêmur. Para padronização da análise, todos os cortes foram fotografados antes da impregnação e depois da cura química a uma mesma distância e angulação entre a máquina fotográfica e o corte posicionado em um tabuleiro com escala, ou seja, sob as mesmas condições do antes e depois. A aferição da área dos diferentes tecidos foi feita com o *software* ImageJ, medindo-se a área superficial total da face superior do corte do órgão escolhido, como demonstrado na Figura 18. O *software* calcula a área a partir da contagem de pixels das fotos, tendo como parâmetro uma escala que lhe é informada. A partir das medidas, foram calculadas as retrações percentuais por área de cada tecido analisado como se segue na equação 2:

$$\frac{\text{área (cm}^2\text{) antes da impregnação} - \text{área (cm}^2\text{) após cura}}{\text{área (cm}^2\text{) antes da impregnação} \times 100} = \% \text{ de retração} \quad (2)$$

Calcularam-se também as retrações médias dos tecidos \pm desvio padrão (DP).

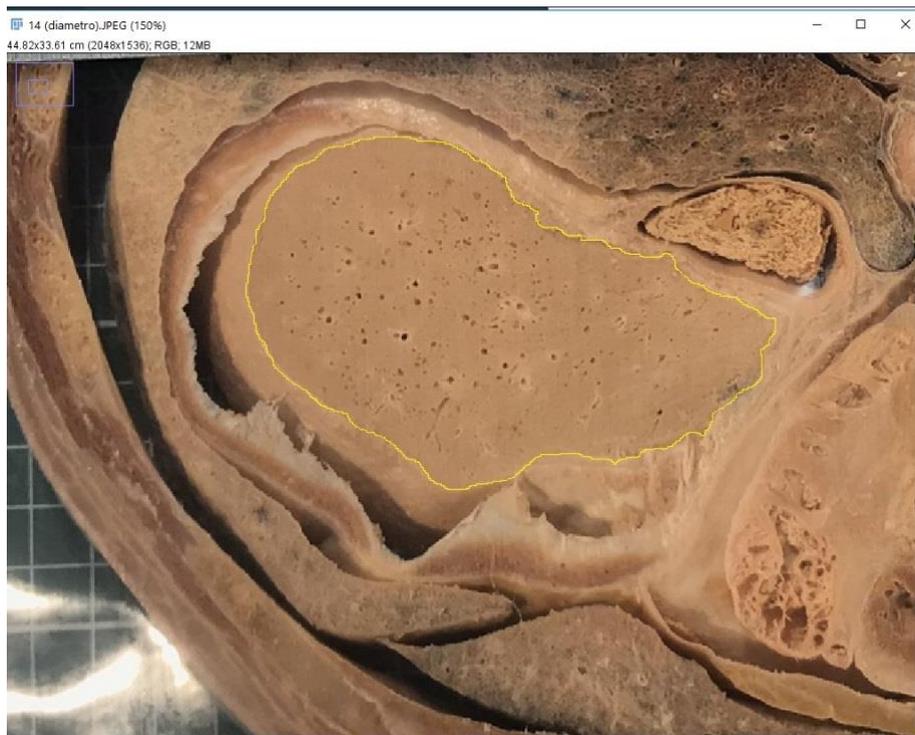


Figura 18. Medição da área (cm^2) do fígado na face superior do corte, antes da impregnação forçada, pelo programa ImageJ. A demarcação amarela, junto com a escala de medida (um centímetro), é informada ao software para cálculo. Fonte: do autor (2020).

Para análise de homogeneidade da variância de todos os conjuntos de dados foi utilizado o teste de Bartlett com significância de 5%. Em caso positivo, o teste era seguido de uma ANOVA de uma via para indicar possíveis diferenças de retração dos segmentos ou tecidos entre os grupos, com nível de significância de 5%, e em caso negativo para ao teste de homogeneidade da variância, foi realizado um teste de Kruskal-Wallis. Para análise dos limites superiores e inferiores dos dados, bem como a comparação das médias, utilizou-se o teste de Tukey com intervalo de confiança de 95%. Adicionalmente, para análise das médias de retração dos tecidos e segmentos dentro dos mesmos grupos experimentais (S10 ou P1) foi realizada ANOVA de uma via, com significância de 5%. Todas as análises estatísticas foram realizadas com auxílio dos programas *Statistical Package for the Social Sciences* (SPSS for Windows 8), *Microsoft Excel 2010* (*Microsoft Office System 2010*) e R (R 2020).

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1. ANÁLISE QUÍMICA E REOLÓGICA

5.1.1. Análise por Espectroscopia no Infravermelho

A figura 19 expõe o espectro de absorção obtido para o silicone alternativo P1 (–) e o espectro para o silicone de referência S10 (–). O eixo da coordenada apresenta a transmitância e o da abscissa o número de onda. Já a figura 20 apresenta os espectros FTIR-ATR dos silicões sobrepostos para comparação.

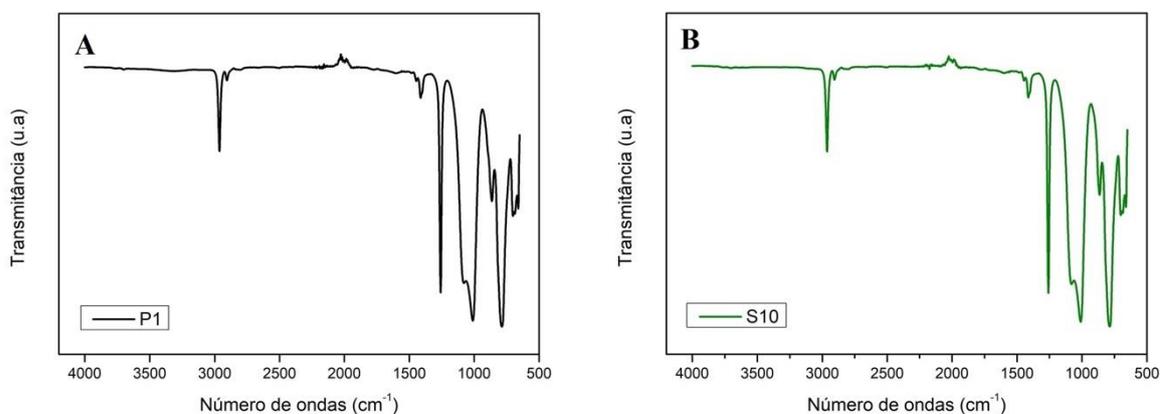


Figura 19. Espectros FTIR-ATR obtidos dos silicões P1 (A) e S10 (B).
Fonte: do autor (2020).

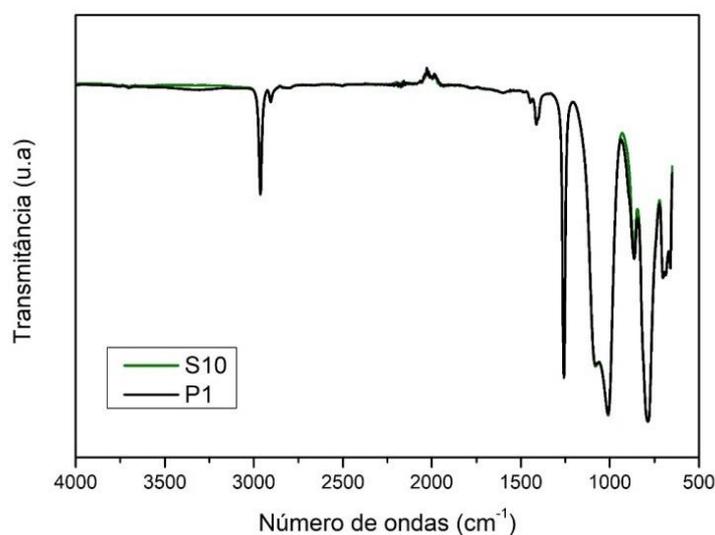


Figura 20. Espectros de FTIR das amostras de silicões S10 (verde) e P1 (preto) sobrepostos.
Fonte: do autor (2020).

Os espectros obtidos não apresentaram diferenças visuais significativas entre si (figura 20), mostrando espectros sobrepostos bem semelhantes. Com isso, pode-se depreender que os compostos analisados possuem a mesma fórmula estrutural. A tabela 1 mostra os números de onda das bandas presentes nos espectros dos polímeros S10 e P1, sendo cada faixa de número de onda característica para um determinado grupo funcional ou ligação química encontrada nas moléculas dos silicones e seu modo vibracional. Para determinação do número de onda dos espectros, como mostrado na tabela 1, utilizou-se o pico máximo da banda, sendo que nas bandas onde o pico não estava tão bem definido mediu-se a faixa ou intervalo da banda obtida.

Tabela 1. Principais bandas observadas no espectro do silicone P1 e S10, seus grupos químicos e modos vibracionais correspondentes.

Número de onda (cm ⁻¹)	Grupo	Modo Vibracional
2963	-CH ₃	Estiramento assimétrico
1258, 786	Si - CH ₃	Angular simétrico CH ₃
1090 - 1000	Si - O - Si	Estiramento simétrico e assimétrico
881 - 732	CH ₃ - Si - CH ₃	Estiramento Si-C Angular assimétrica no plano CH ₃
3390-3200	-OH (silanol)	Estiramento OH

FONTE: CAI et al., 2010; CHEN et al., 2015 ; MORROW; MCFARLAN, 1992; Adaptado pelo autor (2020).

Os espectros dos silicones foram analisados para identificação das bandas, tendo como base as intensidades de absorção destas, descritas na literatura sobre silicones, com números de ondas em torno de 1130-1000 cm⁻¹ característico de siloxanos, entre 1275-1245 e 865-750 cm⁻¹ referente à ligação do silício com o grupamento metil, aproximadamente 2960 cm⁻¹ característico da ligação entre o carbono e o hidrogênio do grupo metil e 3390-3200 cm⁻¹ para hidroxila do grupamento silanol (ARKLES; LARSON, 2013; CAI et al., 2010; CHEN et al., 2015; LOPES; FASCIO, 2003) (Tabela 1). Com isso, pode-se notar que os dois espectros obtidos apresentam as mesmas bandas características

para as ligações químicas existentes no grupo dos silicões mais simples, os polidimetilsiloxanos (PDMS).

Tais resultados corroboram com as investigações de Chaynes e Mingotaud (2004), no qual foi feito um estudo sobre o silicone S10, onde também foi visto se tratar do composto PDMS e os encontrados por Hernandez et al. (2017) em seu estudo sobre o uso do DBTL como catalisador neutro, onde também foram realizadas análises FTIR de um PDMS. Os espectros IV obtidos em ambos os trabalhos apresentam as mesmas bandas características obtidas com as análises desse estudo.

É interessante pontuar que os resultados também corroboram com os espectros obtidos de análises FTIR de PDMS dos estudos feitos por Chen et al. (2015) e Groza et al. (2012), porém nesses estudos os espectros obtidos apresentaram uma banda mais bem definida e de mais alta intensidade decorrente da presença da hidroxila do grupamento silanol (Si-OH) na faixa de número de onda entre 3390-3200 cm^{-1} . Nos espectros obtidos nesta pesquisa foi também observada uma banda nessa faixa de número de onda, porém menos intensa no espectro do silicone P1 e inexistente no espectro do S10 (Figura 21). Chaynes e Mingotaud (2004) mostraram em seu trabalho, com análise por ressonância magnética nuclear, que o principal grupamento terminal das moléculas do S10 é silanol (Si-OH).

O grupamento silanol é importante na molécula de PDMS, uma vez que a partir dele acontecerá a cura do silicone (HERNANDEZ et al., 2016). A Figura 21 mostra em maior detalhe a região de número de onda entre 3390-3200 cm^{-1} , relativa à banda de absorção do grupamento hidroxila terminal (silanol) e 3690 cm^{-1} , relativa ao grupamento hidroxila livre para os espectros dos dois silicões.

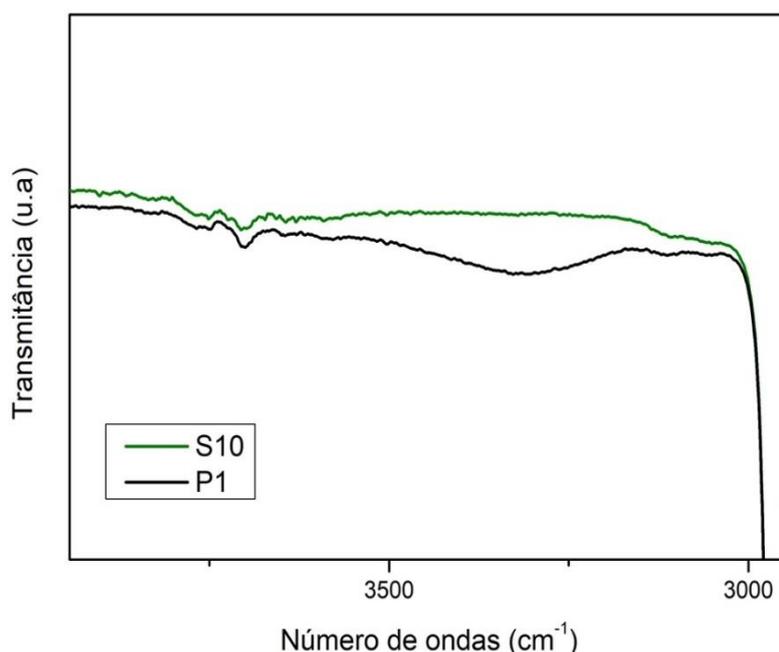


Figura 21. Destaque dos espectros FTIR-ATR obtidos dos silicones S10 e P1 na faixa de número de onda entre 4000-3000 cm^{-1} .
Fonte: do autor (2020).

O fato de o silicone P1 apresentar uma banda de maior intensidade na faixa que corresponde ao grupamento hidroxila (silanol) pode ser um indicativo de que há uma diferença entre as massas molares ou tamanhos de cadeia dos polímeros. Como o P1 tem mais grupamentos silanóis, pode-se sugerir que possua menor massa molar, uma vez que apresente mais moléculas (com hidroxila terminal) numa padronização da quantidade de polímero analisada.

Na última etapa de síntese de um PDMS, os oligômeros de cadeias curtas e lineares obtidos na etapa anterior são condensados, formando macromoléculas de diversos tamanhos. Essa reação ocorre catalisada por ácidos ou bases e o comprimento das cadeias longas formadas vai depender da presença de grupos capazes de formarem ligações nas extremidades de cada cadeia. Um polímero que possui grandes quantidades de $-\text{OH}$ possui também uma quantidade maior de cadeias menores em sua composição (ISENMANN, 2015).

A literatura mostra que os PDMS podem ser divididos de acordo com o grupamento terminal da molécula, por exemplo, hidroxila terminal, hidrogênio terminal e metil terminal (ARKLES; LARSON, 2013; HEIDENKUMMER; KAMPIK; THIERFELDER, 1991; XING et al., 2016). A presente análise sugere que há uma

maior quantidade de hidroxilas como grupamento terminal das moléculas dos silicones, tendo como referência e comparativo o silicone S10. Testes de ressonância magnética nuclear (RMN) poderiam elucidar melhor a respeito dos grupos terminais presentes nos silicones S10 e P1 e quantificá-los.

5.1.2. Análise por Espectrometria de Massas

Na figura 22 estão expostos os dois espectros resultantes da espectroscopia de massas (FT-ICR) com infusão direta por ionização por *electrospray* dos PDMS S10 e P1, respectivamente, permitindo a comparação dos mesmos valores de massa dos fragmentos formados, em um gráfico de abundância (%) por m/z .

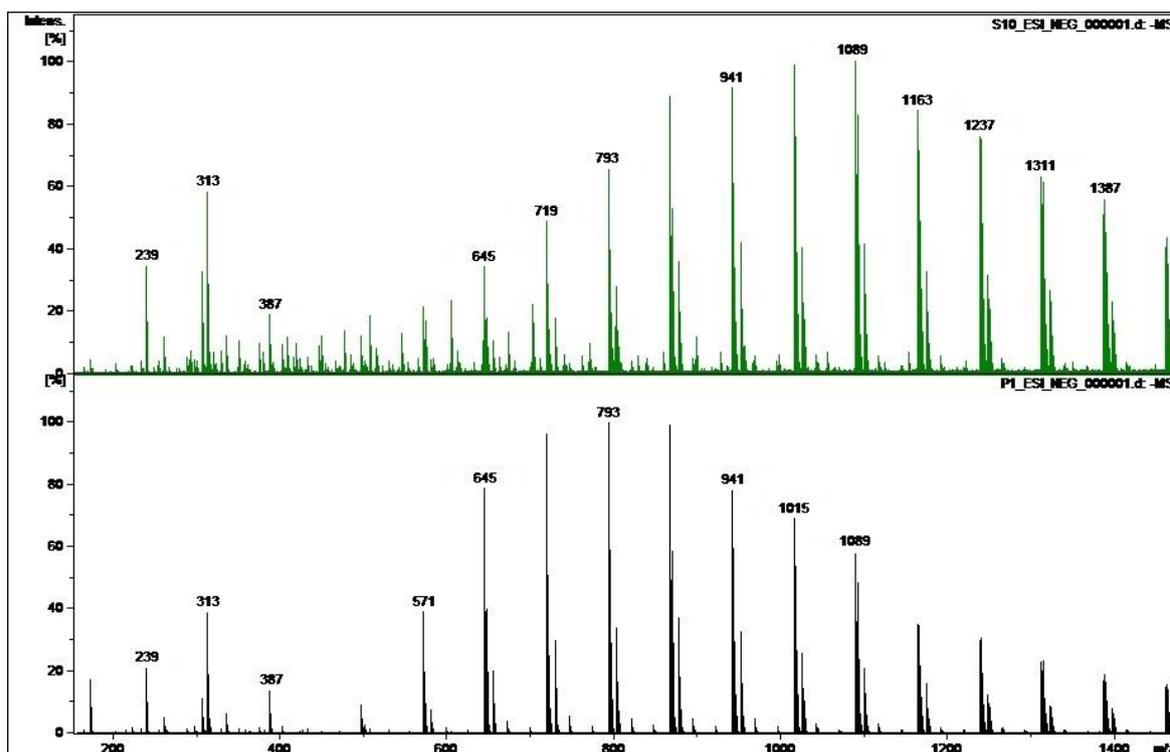


Figura 22. Espectros obtidos pela análise de espectrometria de massas, S10 (em verde) e P1 (em preto), ESI(-).
Fonte: do autor (2019).

Cada pico apresentado corresponde à quantidade (%) de um fragmento das moléculas de cada PDMS após a sua ionização e, na figura 22, é possível notar que ambos os espectros apresentam praticamente os mesmos picos principais, com formação de uma curva de distribuição nos picos de maiores

intensidades. Analisando-se os valores m/z dos picos dos espectros em relação aos picos vizinhos, nota-se que, em sua maioria, a diferença fica em torno de 74-76 g/mol (ou Da). Como exemplo, têm-se os picos do silicone S10 de valores m/z 1163 e, o pico vizinho, 1089, cuja diferença é de 74. Esse é exatamente o valor da massa de uma unidade de repetição, ou seja, um monômero do PDMS, como mostrado na Figura 23. Diante disso, observa-se que no mecanismo de fragmentação dos silicões no EM, a ligação Si-O é rompida, gerando fragmentos com diferença de uma unidade de repetição e com massas molares múltiplos de 74 g/mol (aproximadamente). O pico de maior intensidade no silicone S10 é o 1089, provavelmente correspondendo a um fragmento de 15 unidades repetidas e, já no P1, trata-se do pico 793, ao qual provavelmente corresponde a um fragmento de 11 unidades de repetição.

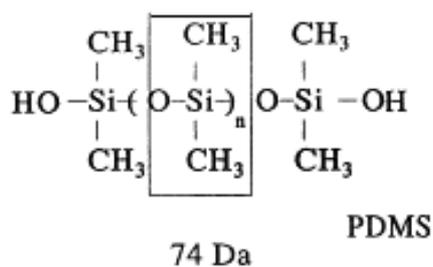


Figura 23. Estrutura do PDMS e, em destaque, a massa molar da sua unidade de repetição.

Fonte: DONG et al., 1998; Adaptado pelo Autor (2020).

Em seu trabalho, Dong et al. (1998) realizou a espectrometria de massas com um PDMS e propôs mecanismos de fragmentação com formação de oligômeros lineares e cíclicos, como mostrado na Figura 24.

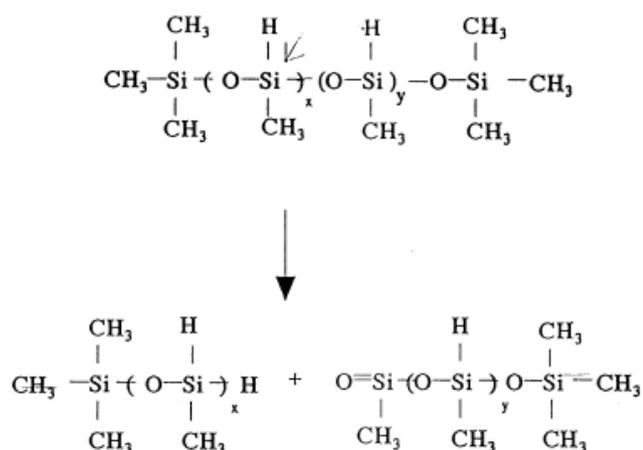


Figura 24. Mecanismo de formação de fragmentos cíclicos e lineares de PDMS.
 Fonte: DONG et al., 1998.

As curvas de distribuição dos picos de maior intensidade dos espectros dos silicones S10 e P1 apresentaram diferenças nas suas posições em reação aos valores de m/z . Isso também corrobora com a ideia de que os silicones analisados possuem tamanhos de moléculas diferentes. Com isso, pode-se também sugerir que o silicone P1 tem moléculas de tamanhos menores que, ao serem ionizadas, formaram fragmentos de menor massa molar com picos de maior abundância em valores menores de m/z , ou seja, com um deslocamento da curva dos picos mais abundantes para a esquerda quando comparado com o espectro do S10. Essa evidência corrobora com os resultados obtidos pela espectroscopia de infravermelho, na qual se observou que o silicone P1 possui, em suas moléculas, uma maior quantidade de hidroxilas terminais. Diferente do silicone S10, em que os picos de maior abundância são observados na região de maior valor m/z , ou seja, com um deslocamento da curva dos picos mais abundantes para a direita e que também, pela espectroscopia de infravermelho, se observou uma menor quantidade de hidroxilas.

5.1.3. Análise Reológica

As medidas das taxas e tensões de cisalhamento foram utilizadas para a construção das curvas de fluxo e viscosidade de cada polímero, mostrando que, embora os polímeros sejam considerados fluidos não Newtonianos (viscoelásticos), os silicones testados (PDMS) demonstraram um comportamento de fluido Newtoniano dentro dos parâmetros utilizados nos testes (ORRAH; SEMLYEN; ROSS-MURPHY, 1988; SCHNEIDER et al., 2009). Isso é observado pois as viscosidades dinâmicas permanecem praticamente constantes independentemente da taxa de cisalhamento aplicada a ele em dada temperatura e que a taxa de cisalhamento é proporcional à tensão de cisalhamento, mantendo uma relação linear. As características reológicas dos silicones utilizados na plastinação permitem definir as viscosidades dinâmicas (BASSANE, 2015).

As Figuras 25 e 26 apresentam os resultados das viscosidades dinâmicas medidas em cada um dos 100 pontos (indicadas com um círculo) para cada amostra de silicone, como também as curvas de fluxo (indicadas com um triângulo) para os silicones S10 e P1.

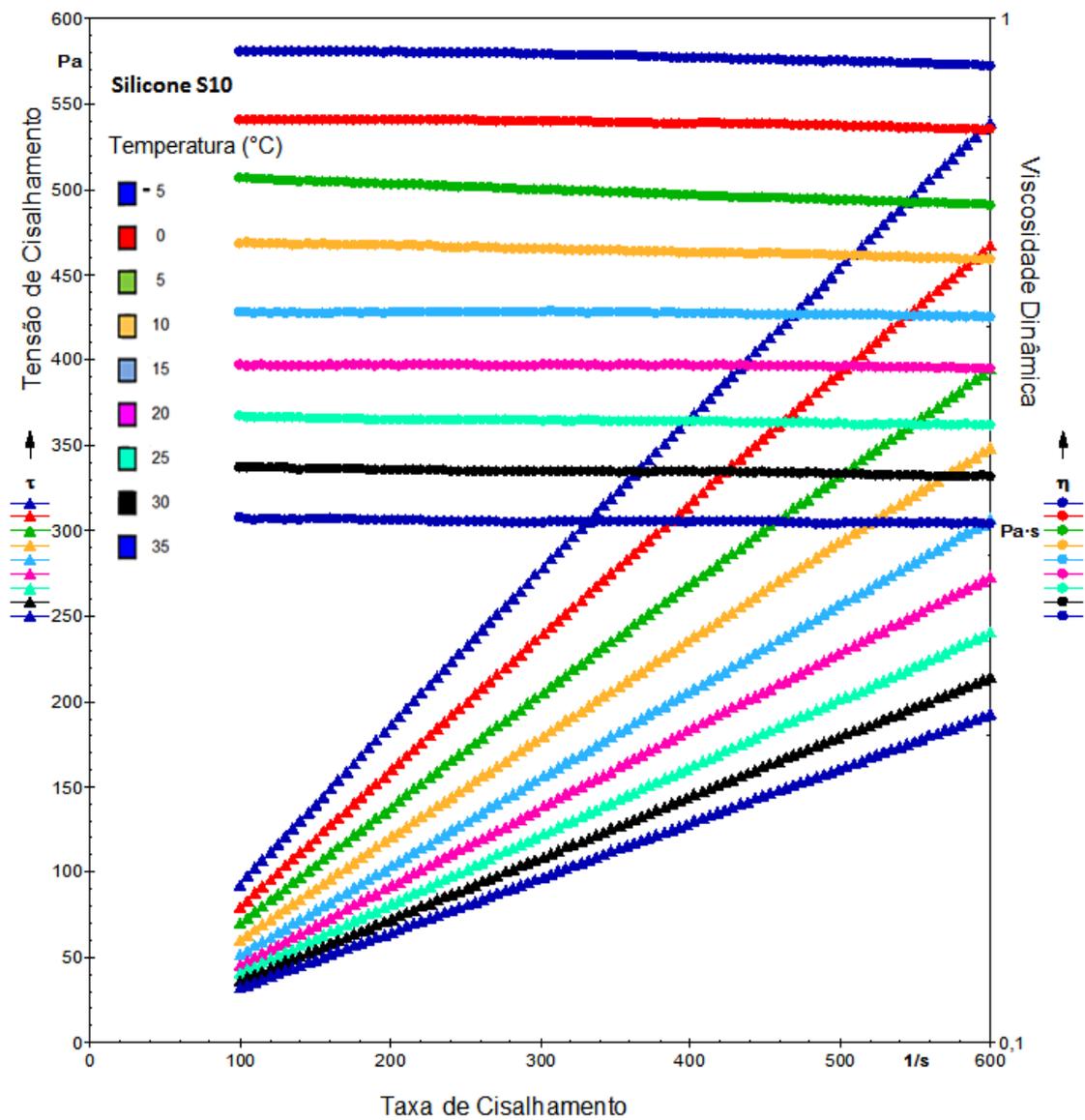


Figura 25. Curvas de fluxo e de viscosidade dinâmica em diferentes temperaturas do silicone S10.

Fonte: Dos autores (2019).

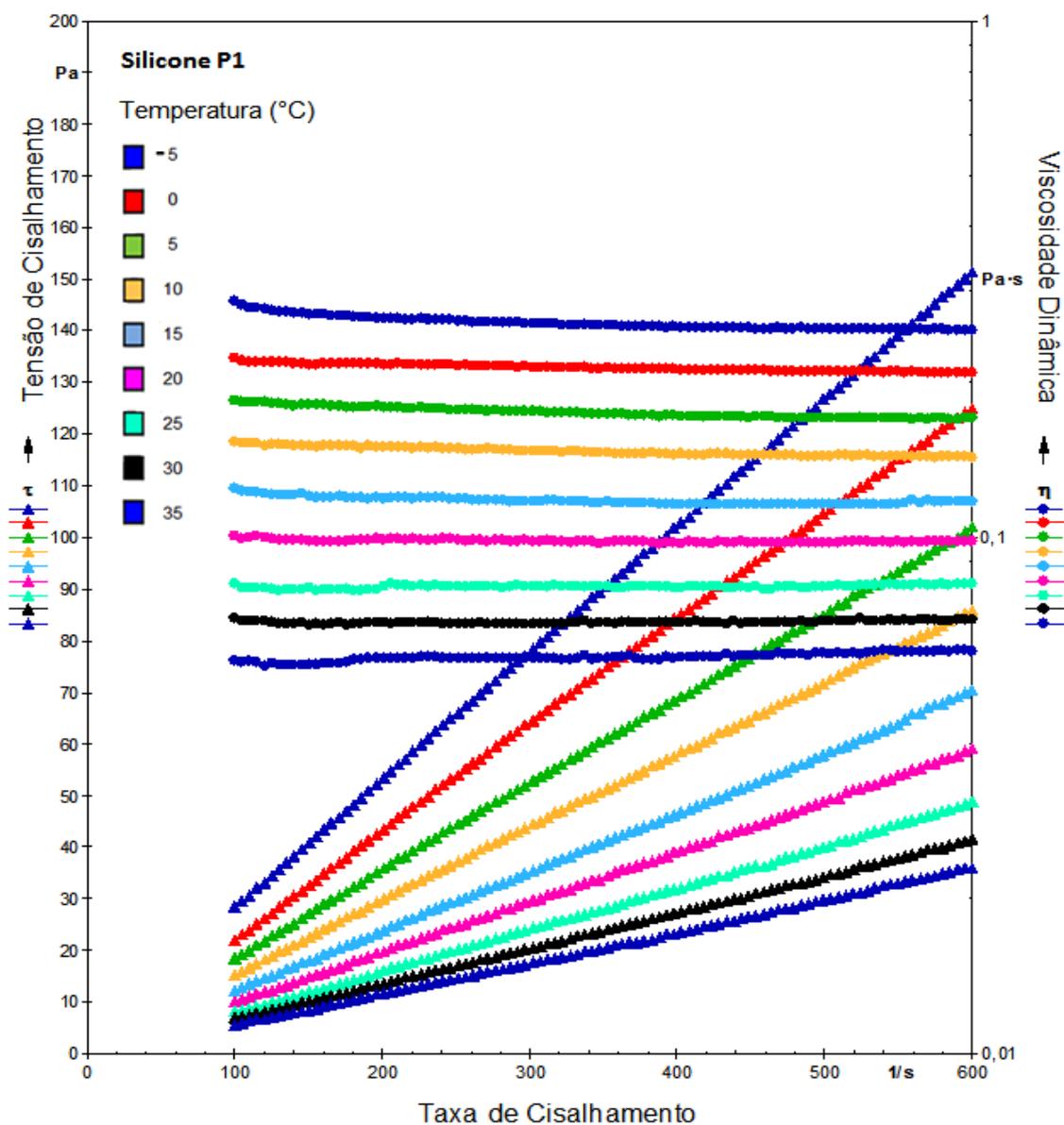


Figura 26. Curvas de fluxo e de viscosidade dinâmica em diferentes temperaturas do silicone P1.

Fonte: Dos autores.

Os valores médios das temperaturas foram calculados a partir das 100 medidas mensuradas pelo reômetro e as respectivas médias das viscosidades para os dois silicones analisados estão demonstradas na Tabela 2. Os valores de desvio-padrão (DP) das médias das temperaturas e das suas viscosidades não foram apresentados na tabela por serem de ordem muito diminuta: os DP encontrados para as médias de temperaturas foram menores que 0,2 e para as médias das viscosidades foi menor que 0,02 para ambos os silicones.

Tabela 2. Valores médios das temperaturas (°C) e respectivas viscosidades dinâmicas (Pa.s) dos silicones Biodur S10 e P1, medidos pelo reômetro rotacional modelo RheolabQC.

Silicone			
Biodur S10		Polisil P1	
°C	Pa.s	°C	Pa.s
-5,1	0,918	-5	0,260
-0,1	0,790	0,1	0,213
5,9	0,677	5,9	0,174
10,3	0,593	10,3	0,147
15,1	0,515	15,2	0,118
19,9	0,458	19,8	0,098
25,4	0,404	25,4	0,080
30,3	0,360	30,4	0,068
35,4	0,323	35,1	0,059

Fonte: Do Autor (2020).

A linha de tendência mais adequada para representar os pontos de viscosidade dos silicones foi a do tipo exponencial (GIAP, 2010; ROMANO et al., 2017), mostrando que não há linearidade no aumento da viscosidade em função da temperatura e que esses valores de viscosidade crescem com taxas cada vez mais altas (Figuras 27 e 28). Apenas três pontos em um gráfico de dispersão (XY) são suficientes para fazer uma linha de tendência (no caso de sistema de comportamento linear), e quanto maior o número de medições, mais confiável será a equação do gráfico subsequente, também em sistemas de comportamento exponencial (HOLLER, 1963), com isso, os nove pontos de temperatura utilizados mostraram-se satisfatórios para a construção do gráfico. As Figuras 27 e 28 mostram os gráficos das curvas de viscosidade vs temperatura, montados para cada silicone a partir das médias obtidas pelo reômetro, demonstrando o comportamento de alteração de viscosidade (exponencial) de cada polímero frente ao gradiente de temperatura.

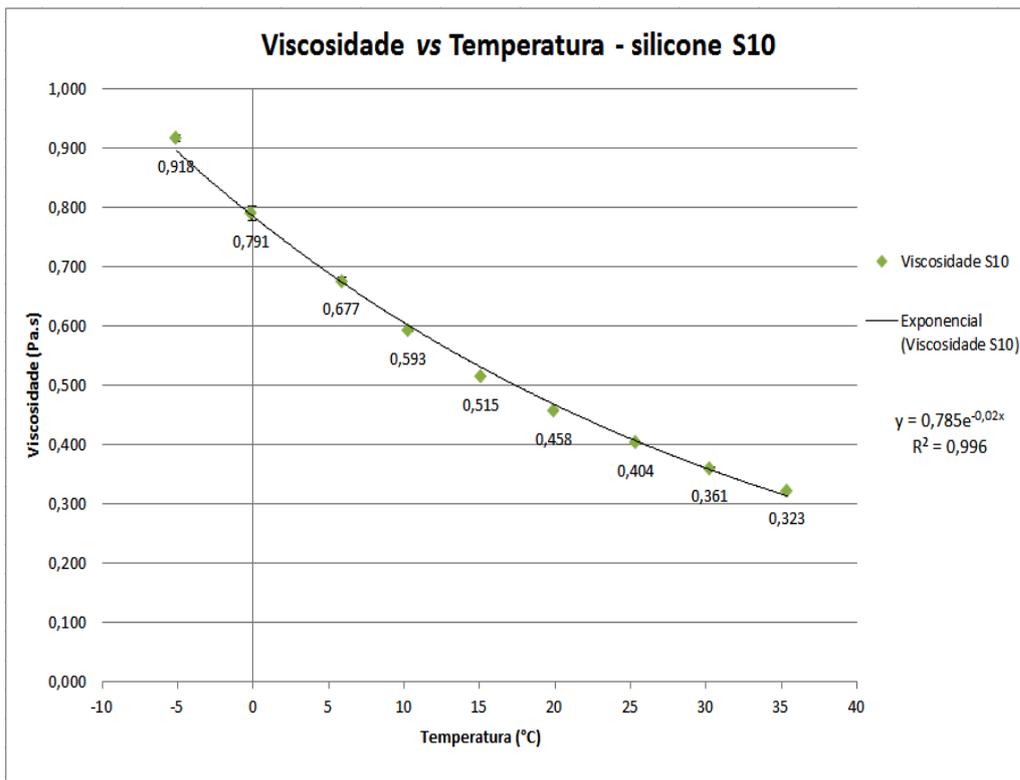


Figura 27. Dispersão da viscosidade dinâmica vs temperatura do polímero S10 \pm desvio padrão, incluindo a equação da curva (y) e o valor do coeficiente de determinação (R^2).

Fonte: Do autor.

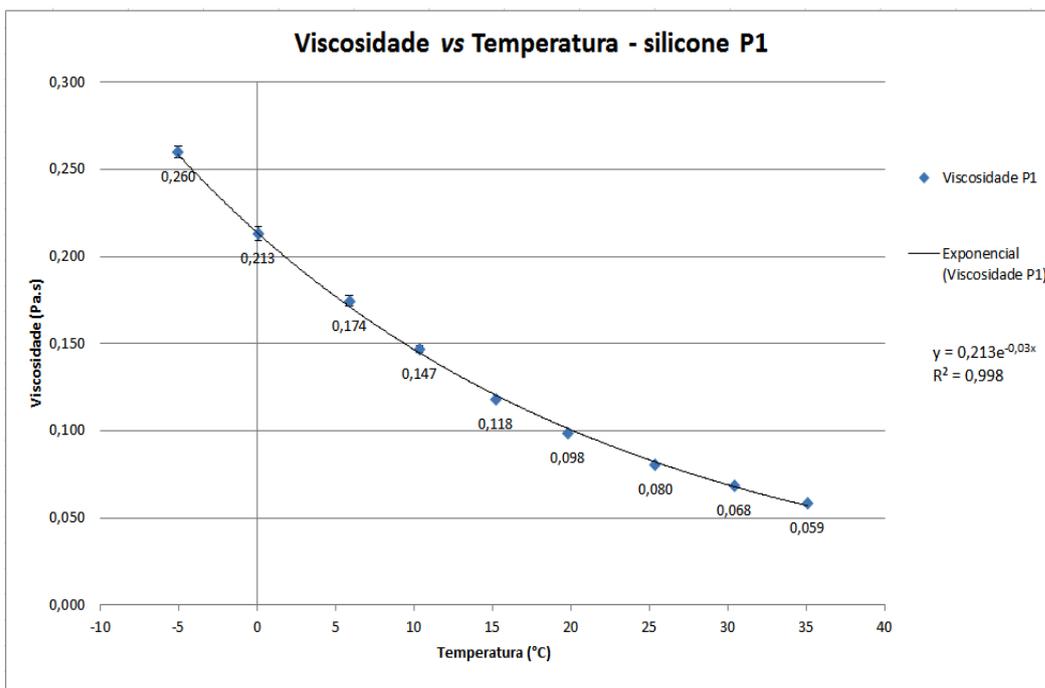


Figura 28. Dispersão da viscosidade dinâmica vs temperatura do silicone P1 \pm desvio padrão, incluindo a equação da curva (y) e o valor do coeficiente de determinação (R^2).

Fonte: Do autor.

Em todos os dois gráficos (Figura 27 e 28) pôde-se notar que, com a diminuição da temperatura há um aumento exponencial na viscosidade dos silicones. Portanto, quanto menor a temperatura, mais íngreme se torna a curva da viscosidade e maior a dificuldade de fluxo dos silicones.

As equações das curvas geradas pelos gráficos para os silicones S10 e P1 são:

$$y = 0,785e^{-0,02x} \text{ (S10).}$$

$$y = 0,213e^{-0,03x} \text{ (P1).}$$

Os valores de R^2 dos gráficos dos silicones são 0,996 e 0,998, para S10 e P1, respectivamente. Esses valores mostraram um grau de exatidão da equação superior a 99,5%, sendo um grau de associação bastante elevado (COSENTINO; MOURA JUNIOR; COSTA, 2013).

A ANOVA de uma via para os dois silicones apresentou os seguintes resultados:

Silicone S10: [Regressão Residual: $F(1,7) = 2216,648$, $P = 0,000$].

Silicone P1: [Regressão Residual: $F(1,7) = 3752,246$, $P = 0,000$].

Após a ANOVA, sucedeu-se para o teste t, que averiguou a nulidade desses coeficientes e essa hipótese foi rejeitada, ou seja, o teste é significativo, validando os valores dos coeficientes na população. ($p < 0,005$).

O desvio padrão foi calculado para cada ponto do gráfico, entretanto alguns desvios foram tão pequenos que foram sobrepostos pelos pontos no gráfico, denotando uma elevada homogeneidade e precisão das medidas obtidas (Figuras 27 e 28).

A falta de linearidade das medidas ficou mais evidente com a diminuição da viscosidade dos silicones testados. O aumento na viscosidade dos silicones S10 e P1 da temperatura máxima (35 °C) para a mínima (-5 °C) medida no reômetro foram de 184% e 340%, respectivamente.

Não sendo possível medir as viscosidades dos silicones em temperaturas fora da faixa do equipamento, utilizou-se de cálculos matemáticos para aplicar a

equação das curvas obtidas e extrapolar as viscosidades em outras temperaturas, inclusive a temperatura utilizada na impregnação dos materiais biológicos desse estudo (-18°C). Aplicando-se a equação da curva de qualquer silicone citado, têm-se o valor estimado das viscosidades da amostra em qualquer temperatura desejada, uma vez que a tendência se mantenha.

Na Tabela 3 têm-se os valores estimados de viscosidades dos dois silicones testados em diferentes temperaturas, e calculados a partir da equação da curva de cada polímero.

Tabela 3. Comparativo dos valores de viscosidades dinâmicas estimados (mPa.s) calculados a partir da equação da curva viscosidade vs temperatura dos silicones S10 e P1 em diferentes temperaturas.

Temperatura (°C)	Viscosidade (mPa.s)	
	Silicone	
	S10	P1
-25	1505	552
-20	1321	457
-18	1254	424
-15	1160	378
-10	1019	312
-5	894	258
0	785	213
5	689	176
10	605	146
15	532	121
20	467	100
25	410	83
30	360	68

Fonte: Do autor (2020).

Pelos valores de viscosidade encontrados com a aplicação da equação da curva viscosidade vs temperatura dos silicones S10 e P1 em diferentes temperaturas para o S10 e P1 (tabela 3), percebe-se que a diferença percentual entre as viscosidades dos silicones numa mesma temperatura diminui

gradativamente com a diminuição da temperatura. Com isso, teoricamente, os silicones teriam aproximadamente a mesma viscosidade na temperatura de -110°C (13 Pa.s).

Plotando-se as duas curvas dos silicones em um mesmo gráfico percebe-se claramente os comportamentos de cada silicone mediante alteração da temperatura e as diferenças de viscosidades, calculados a partir das equações das curvas dos mesmos (Figura 29).

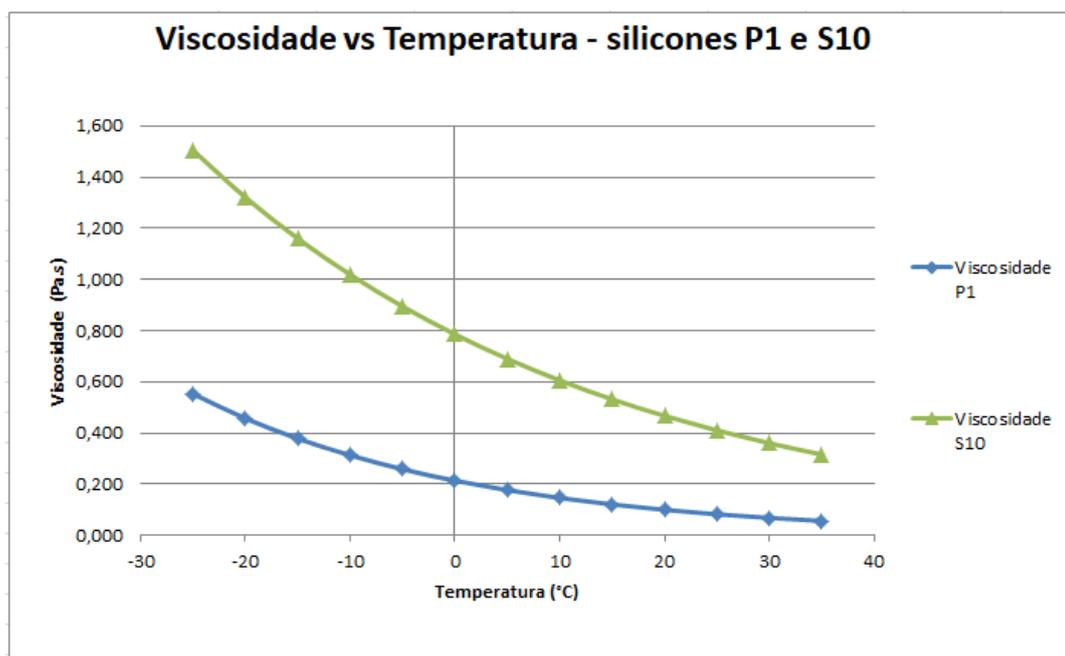


Figura 29. Comparativo das curvas de viscosidade vs temperatura dos silicones testados, com os valores calculados a partir de cada equação da curva.
Fonte: Do autor (2020).

As diferentes viscosidades encontradas nos silicones PDMS podem ser determinadas, principalmente, pelo grau de polimerização, ou seja, quanto maior a cadeia do silicone, mais interações intermoleculares são feitas com moléculas adjacentes e, com isso, menor a fluidez. Dentro dos PDMS, o fator massa molar é muito forte e diretamente proporcional em relação a viscosidade (HARDMAN; TORKEKELSON, 1986; ORRAH; SEMLYEN; ROSS-MURPHY, 1988; ROBERTS et al., 2017; DVORNIC; JOVANOVIC; GOVEDARICA, 1993). Adicionalmente, a conformação aleatória (temporária) com graus de enovelamento da cadeia polimérica, determinado pela entropia, pode afetar diretamente a viscosidade, uma vez que quanto menos enoveladas as moléculas, mais fluido o líquido pode

se apresentar. Entretanto, como já mencionado, outros fatores moleculares podem afetar a viscosidade do PDMS, tal como a distribuição da massa molar, grupo terminal da molécula, e taxas e tensões de cisalhamentos aplicados (CRISP; JUAN; TIEDEMAN, 1986; XING et al., 2016).

O silicone S10, por exemplo, possui a maior viscosidade, o que provavelmente está relacionada à sua maior massa molar e o menor aumento de viscosidade proporcional com a diminuição da temperatura, como pode ser analisado na Tabela 2 e 3. O oposto pode ocorrer com o silicone P1, mostrando um maior aumento proporcional de viscosidade com a diminuição da temperatura, quando comparada a proporcionalidade ou razão viscosidade/temperatura com o S10. A partir desses dados, pode-se notar que o silicone (PDMS) de menor viscosidade é mais sensível ao gradiente de temperatura, se comparado ao de maior viscosidade. E, como esperado, todos os gráficos mostraram uma forte correlação inversa, ou seja, o aumento da variável temperatura implica em uma diminuição da variável viscosidade.

Os dados de viscosidade encontrados estão de acordo com os valores fornecidos pelos fabricantes (S10 = 450-600 mPa.s e P1 = máximo de 100 mPa.s, todos à 25 °C).

De acordo com os valores obtidos na tabela 3, pode-se verificar que o silicone P1 possui uma viscosidade quase cinco vezes menor em temperatura ambiente (25 °C) e três vezes menor em temperatura baixa (-18 °C) quando comparado ao silicone de referência (S10 da Biodur®).

Os resultados encontrados nos testes de Infravermelho, espectrometria de massas e reometria mostram um forte indício de que o silicone P1 possui menor massa molar comparado ao S10, devido à sua menor viscosidade, maior presença de grupamentos silanóis e distribuição de m/z dos fragmentos obtidos no EM.

5.2. ANÁLISE DOS TECIDOS BIOLÓGICOS PLASTINADOS COM OS DIFERENTES SILICONES

5.2.1. Plastinação das fatias humanas

Foram plastinados e considerados para esse estudo um total de 158 fatias humanas dos seguimentos anatômicos: tórax, abdome, pelve, membro inferior (MI) e membro superior (MS). Como já comentado, a cabeça, mãos e pés foram desconsiderados nesta análise, assim como a perna esquerda, por possuir uma haste intramedular metálica no osso tíbia (Figura 22).



Figura 30. Cabeça, pés, mãos e perna esquerda dissecada do corpo humano masculino: segmentos que não foram incluídas na pesquisa. Na imagem pode observar com detalhes a haste metálica presente na tíbia, após dissecção profunda.

Fonte: Do autor (2020).

A tabela 4 mostra o número de fatias por grupo (silicones S10 e P1) e segmento anatômico.

Tabela 4. Número de fatias por grupo (silicone S10 e P1), por segmento anatômico e total. Legenda: MS = membro superior; MI = membro inferior.

Segmento	S10	P1	Total
Tórax	7	8	15
Abdome	10	10	20
Pelve	5	4	9
MS	25	26	51
MI	30	33	63
Total	77	81	158

Fonte: do autor (2020).

5.2.2. Avaliação da retração das fatias e tecidos biológicos

Como já descrito, para a avaliação da retração causada na etapa de impregnação forçada pelos silicones de diferentes viscosidades, foram registrados os volumes (mL) dos cortes e as área superficiais de corte dos órgãos (tecidos). Não há na literatura um valor máximo de retração permitida na plastinação, sendo assim, normalmente utilizam-se os valores de retração causados pelo silicone de referência, o S10. A Tabela 5 mostra os valores percentuais médios de retração \pm desvio padrão (DP), a partir de cada segmento anatômico. Além disso, também é informado o valor em % de retração mínima e máxima dos cortes, em cada grupo de segmento anatômico. No segmento “Todos” levou-se em consideração os valores mínimos e máximos dentre todas as fatias do grupo e a média foi realizada a partir do número total de amostras desse grupo.

Tabela 5. Valores em porcentagem mínimos máximos e médios \pm DP da retração em volume dos cortes, conforme segmentos anatômicos e silicones utilizados (S10 ou P1).

Legenda: MS = membro superior; MI = membro inferior. Todos os segmentos apresentaram diferença de retração média significativa entre os grupos de silicones utilizados.

Silicone	Segmento	Nº de fatias	Retração (%)		
			Mínima	Máxima	Média \pm Desvio Padrão
S10	Tórax	7	11,7	15,6	13,8 \pm 1,2
	Abdome	10	12,1	21,3	17,7 \pm 3,4
	Pelve	5	11,4	17,7	14,1 \pm 2,3
	MS	25	15,4	28,5	23,0 \pm 4,3
	MI	30	9,5	26,6	19,9 \pm 5,1
	Todos	77	9,5	28,5	19,6 \pm 5,2
P1	Tórax	8	7,3	14,8	11,3 \pm 2,3
	Abdome	10	8	15,9	13,2 \pm 3,4
	Pelve	4	5,7	13,6	8,7 \pm 3,8
	MS	26	3,3	12,7	6,1 \pm 3,6
	MI	33	1,5	18,2	9,7 \pm 4,9
	Todos	81	1,5	18,2	9,1 \pm 4,6

Fonte: do autor (2020).

Como observado na tabela 5, determinados segmentos apresentam valores percentuais de retração mínima e máxima bem diferentes dentro de um mesmo grupo de silicone. Essa diferença também é observada comparando-se entre segmentos diferentes no mesmo grupo. Essas diferenças ocorrem, principalmente, porque as retrações mínimas e máximas encontradas dentro de um mesmo segmento e comparando-se segmentos diferentes impregnados com o mesmo silicone há uma variedade de fatores que influenciam o nível de retração, tais como os tipos de tecidos presentes nos cortes, proporção tecido ósseo/ tecidos moles, e superfície de contato. Outros trabalhos já mostraram que diferentes tecidos biológicos reagem distintamente na etapa de impregnação, tornando os graus de retração também diferentes (STARCIK; HENRY, 2015; SORA; BOIA; BANCIU, 2015). Fatias com maior quantidade de

tecido adiposo, por exemplo, retraem mais (SORA; BOIA; BANCIU, 2015). De todos os tecidos do corpo, o que tem menor retração na técnica de plastinação é o tecido ósseo. Uma vez que sua constituição é majoritariamente formada por matéria inorgânica (65-75%), principalmente na forma de cristais de hidroxiapatita, tornando-o um tecido muito rígido, cuja retração é quase nula (PEREIRA-SAMPAIO et al., 2011; JUDAS et al., 2012). Com isso, fatias que possuem grande proporção de tecido ósseo retraem menos no geral. Por exemplo, no segmento membro inferior os cortes na altura do joelho possuem uma alta relação tecido ósseo/tecido mole, fazendo com que esses cortes retraiam menos se comparados aos de coxa. Outro fator importante, que influencia a taxa de retração é a área de troca entre o tecido desidratado e o silicone em seu entorno. Quanto maior a área de troca da peça ou fatia, mais eficiente será a troca acetona x silicone. Por isso, cortes que possuem muitas reentrâncias, por exemplo fatias com intestino, tendem a impregnarem mais facilmente e retrair menos. Esses fatores se aplicam tanto a cortes de mesmo segmento quanto de segmentos anatômicos diferentes.

O segmento anatômico que sofreu menor taxa de retração foi o membro superior ($6,1\% \pm 3,6$) para o silicone P1 e tórax ($13,8\% \pm 1,2$) para o silicone S10. Já o que sofreu maior retração foi o abdome ($13,2\% \pm 3,4$) para o P1 e o membro superior ($23,0\% \pm 4,3$) para o S10.

Calculou-se também os valores percentuais médios de retração (área) \pm desvio padrão dos órgãos (tecidos), como demonstrado na Tabela 6. Os valores de retração encontrados na tabela foram obtidos a partir da diferença percentual da área (cm^2) medida pelo programa ImageJ.

Tabela 6. Taxa de retração percentual média (RPM) \pm desvio padrão (DP) por órgão/tecido (medida de área).

Legenda: *Diferença estatisticamente significativa entre os grupos (S10 e P1).

Estrutura anatômica	RPM S10 (%) \pm DP	Nº de amostras	RPM P1 (%) \pm DP	Nº de amostras
Todos os tecidos*	15,1 \pm 10,6	102	7 \pm 5	105
Coração	10,2 \pm 8	2	2,7 \pm 1,7	2
Pulmão esquerdo*	13,1 \pm 3,7	6	5,5 \pm 1,9	6
Pulmão direito*	12,3 \pm 7,7	6	4,4 \pm 2,9	6
Pulmão: geral*	12,7 \pm 5,8	12	4,9 \pm 2,5	12
Rim direito	19,6 \pm 4,1	3	12,5 \pm 4,9	3
Rim esquerdo	16,7 \pm 1,8	3	16,6 \pm 0,3	3
Rim: geral	18,2 \pm 3,2	6	14,5 \pm 3,8	6
Fígado*	14,7 \pm 5,1	4	4,2 \pm 0,8	4
Baço*	20,3 \pm 7,6	3	9,8 \pm 1	3
Úmero	1,1 \pm 0,8	12	1,9 \pm 1,3	10
Fêmur	1,3 \pm 0,6	17	1,7 \pm 1,1	18
Ossos: Geral*	1,2 \pm 0,7	29	1,8 \pm 1,2	28
M. Reto da coxa*	25,1 \pm 6,3	12	8,1 \pm 4,3	14
M. Sartório*	23,9 \pm 5,3	17	11,2 \pm 3,3	18
M. Grácil*	23,2 \pm 4,6	17	9,7 \pm 3,6	18
Músculos: Geral*	23,9 \pm 5,2	46	9,8 \pm 3,8	50

Fonte: do autor (2020).

Para cálculo da retração geral média dos pulmões foram utilizados os valores de retração dos pulmões direito e esquerdo, para a retração geral média dos rins foram levados em consideração os valores de retração dos rins direito e esquerdo e, no mesmo sentido, para a retração média dos ossos em geral foi feito o cálculo a partir dos ossos úmero e fêmur, bem como para os músculos em geral foram considerados os músculos reto da coxa (ou reto femoral), sartório e grácil. Esses ossos e músculos foram escolhidos pela fácil demarcação dos seus limites nos cortes e pelas suas maiores extensões pelos membros em que estão localizados, se comparado com outros músculos, gerando um “n” amostral maior. E, por fim, para cálculo da retração média de

todos os tecidos foram utilizados os valores medidos nas amostras de tecidos biológicos separadamente, incluindo lados direito e esquerdo, quando aplicável.

A menor retração tecidual com plastinação, tanto com silicone P1 quanto com S10 foi, como esperado, o tecido ósseo, com médias \pm desvio padrão de $1,8\% \pm 1,2$ e $1,2\% \pm 0,7$, respectivamente. Já o tecido que apresentou maior retração percentual média com P1 foi o renal ($14,5\% \pm 3,8$) e com S10 foi o muscular ($23,9\% \pm 5,2$).

O valor de retração média encontrado no tecido muscular para o silicone S10, tecido com maior grau de retração neste grupo de silicone, corrobora com os resultados de retração dos segmentos “membros inferiores” e “superiores”, uma vez que estes são, em média, os segmentos com maior porcentagem proporcional de tecido muscular e apresentaram maior retração entre os segmentos analisados (Tabela 6).

Pode-se notar que diferentes tecidos também têm diferentes taxas de retração na etapa de impregnação forçada dentro de um mesmo grupo de silicone (Tabela 6). Dentre os principais fatores responsáveis por isso pode-se citar: composição bioquímica dos tecidos, superfície de contato e estrutura extracelular. A composição tecidual é um importante fator para o nível de retração, uma vez que a presença de maior quantidade de água tecidual normalmente causa uma maior retração já que essa água será substituída por acetona e posteriormente pelo polímero. Além da água, parte dos lipídios também é removida dos tecidos na desidratação por serem solubilizados no solvente utilizado, a acetona (SORA et al., 2002), que posteriormente é trocada também pelo polímero. Na etapa de impregnação, a superfície de contato, como já explicado anteriormente, permite uma área maior de troca entre a acetona no tecido e o polímero à sua volta. Já a estrutura ou matriz extracelular é diferente para cada tipo de tecido, contendo mais ou menos conteúdo líquido, de proteínas estruturais e macromoléculas em geral (JUDAS et al., 2012), influenciando na desidratação e rigidez do tecido, ou seja, suscetibilidade a uma maior ou menor retração.

A homogeneidade da variância, uma das premissas da ANOVA, foi analisada por meio de testes de Bartlett, para todos os tecidos e segmentos plastinados com os diferentes silicones (ANEXO I). Destes, apenas três conjuntos

(todos os tecidos, fígado e baço) apresentaram p-valor inferior a 0,05% e, portanto, violam a premissa da homogeneidade. Portanto, para análise de variância de todos os conjuntos de dados foram feitas ANOVA de uma via, exceto os três conjuntos anteriormente mencionados, que foram analisados com teste de Kruskal-Wallis, um variação não-paramétrica da ANOVA (Tabela 7). Os limites inferiores e superiores foram computados por meio de um teste de Tukey. Os resultados dos testes de homogeneidades e análises de variância, bem como o teste de Tukey, podem ser conferidos no ANEXO II.

Tabela 7. Resultados das Análises de Variância (ANOVA e Teste de Kruskal-Wallis) e do Teste de Tukey dos valores de retração de tecidos ou segmentos testados com os silicones P1 e S10.

Legenda: Lwr e Upr = Limites inferiores e superiores de um teste de Tukey com 95% de confiança; *Teste Kruskal-Wallis; F = valores encontrados no teste de ANOVA e X^2 = valores encontrados no teste de Kruskal-Wallis.

Grupos	Análise de Variância		Tukey	
	F/ X^2	p-valor	Lwr	Upr
Todos os tecidos*	15,67	7,541⁻⁵	-	-
Ossos: Geral	4,507	0,043	0,020	1,148
Ossos: Fêmur	1,876	0,190	-0,244	1,136
Ossos: Úmero	2,359	0,159	-0,385	2,016
Músculos: Geral	220,640	0,000	-16,067	-12,234
Músculos: Grácil	113,530	0,000	-16,208	-10,829
Músculos: Reto	77,660	0,000	-22,047	-13,235
Músculos: Sartório	55,645	0,000	-15,686	-8,744
Órgãos: Geral	21,229	0,000	-11,674	-4,528
Órgãos: Coração	1,668	0,326	-32,421	17,441
Órgãos: Rim	4,896	0,091	-8,183	0,925
Órgãos: Fígado*	5,333	0,02092	-	-
Órgãos: Pulmão	9,787	0,011	-13,334	-2,241
Órgãos: Baço*	3,857	0,04953	-	-
Segmentos: Geral	132,490	0,000	-11,225	-7,928
Segmentos: Tórax	6,109	0,028	-4,593	-0,309
Segmentos: Abdome	8,467	0,009	-7,664	-1,237
Segmentos: MS	203,630	0,000	-19,132	-14,297
Segmentos: Pelve	6,835	0,035	-10,254	-0,514
Segmentos: MI	70,602	0,000	-13,725	-8,409

Fonte: do autor (2020).

Como observado a partir dos resultados de testes de ANOVA e Kruskal-Wallis presentes na Tabela 7, a diferença de retração causada pela plastinação nos dois grupos de silicone (P1 e S10) foi significativa para todos os segmentos e tecidos ($p < 0.05$), com exceção dos conjuntos osso fêmur, osso úmero, coração e rim. Como esperado e já discutido, a retração para tecido ósseo é insignificante e

serviu como um padrão para validação do método de análise de retração pela diferença de área utilizando o software ImageJ. Já para o conjunto do tecido cardíaco, provavelmente o valor p não foi significativo em função do n amostral pequeno ($n = 2$ para cada grupo), somado ao alto valor do desvio padrão encontrado. Embora não significativa, a análise dos resultados dos grupos do tecido cardíaco e renal, mostraram retração médias também menores com o silicone P1, sugerindo uma tendência e significância marginal. Um aumento do n amostral destes tecidos biológicos possivelmente irá mostrar uma diferença significativa de retração com P1 em todos os subgrupos testados.

Sendo assim, o silicone P1 estatisticamente induziu menor retração nos tecidos e segmentos anatômicos no geral, bem como nos diferentes tipos de tecidos e segmentos (Figuras 31 e 32). As figuras 31, 32 e 33 mostram as comparações das retrações médias das fatias e tecidos para os grupos de silicone S10 e P1.

Retração das Fatias

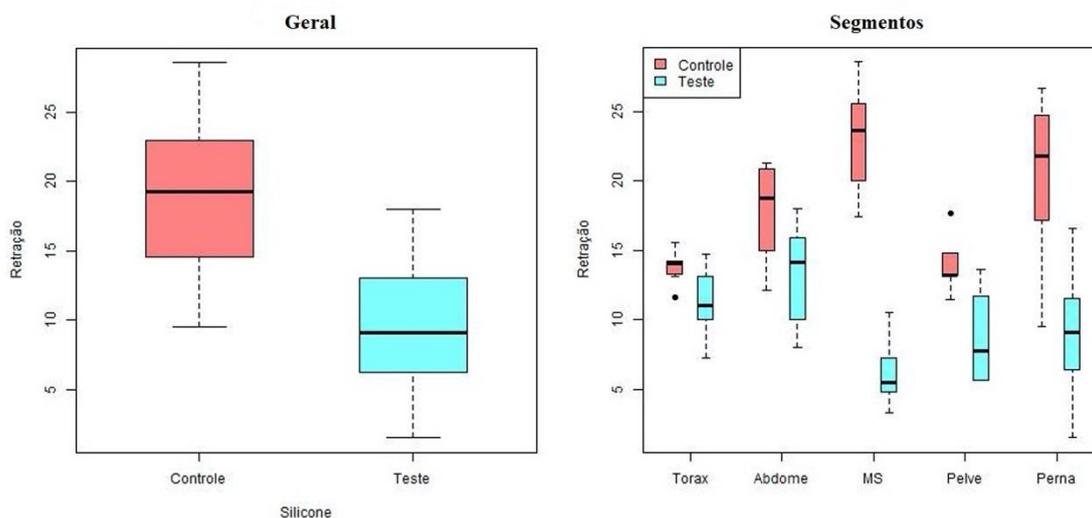


Figura 31. Comparativo da retração média percentual geral dos volumes das fatias, no geral e por segmento anatômico. Controle = S10; Teste = P1. A análise mostrou que todos os subgrupos (geral e segmentos) impregnados com P1 tiveram significativa redução de retração na comparação com S10.

Fonte: do autor (2020).

Retração dos Tecidos

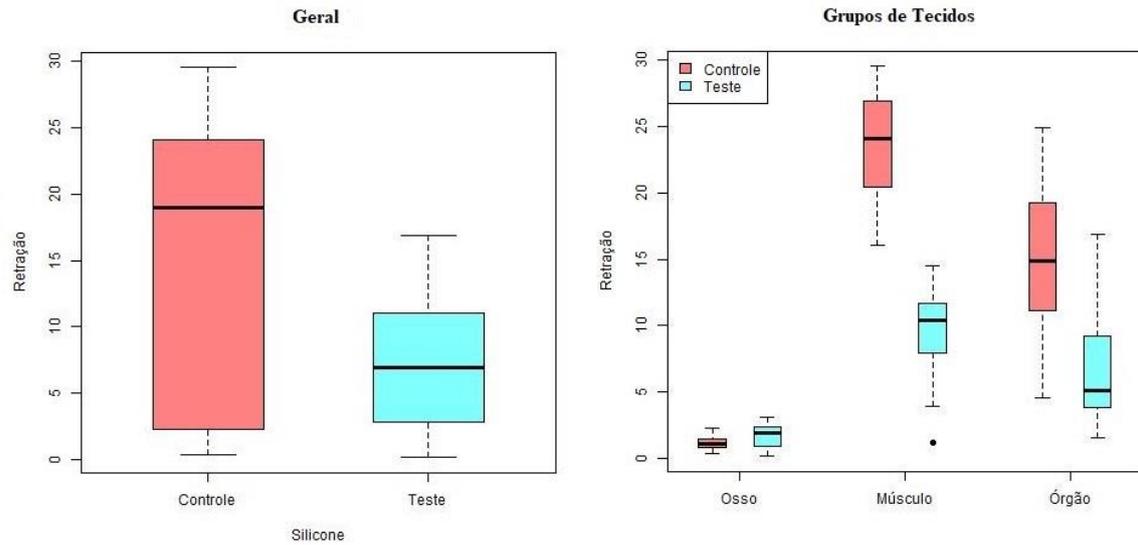


Figura 32. Comparativo da retração média percentual geral de áreas dos tecidos biológicos (esquerda), e dos grupos específicos de tecidos: ossos, músculos e órgãos (direita), plastinados tanto com o silicone controle (S10), quanto com o teste (P1). A análise mostrou que todos os subgrupos (geral e grupos de tecidos) impregnados com P1 tiveram significativa redução de retração na comparação com S10. Fonte: do autor (2020).

Retração dos Tecidos

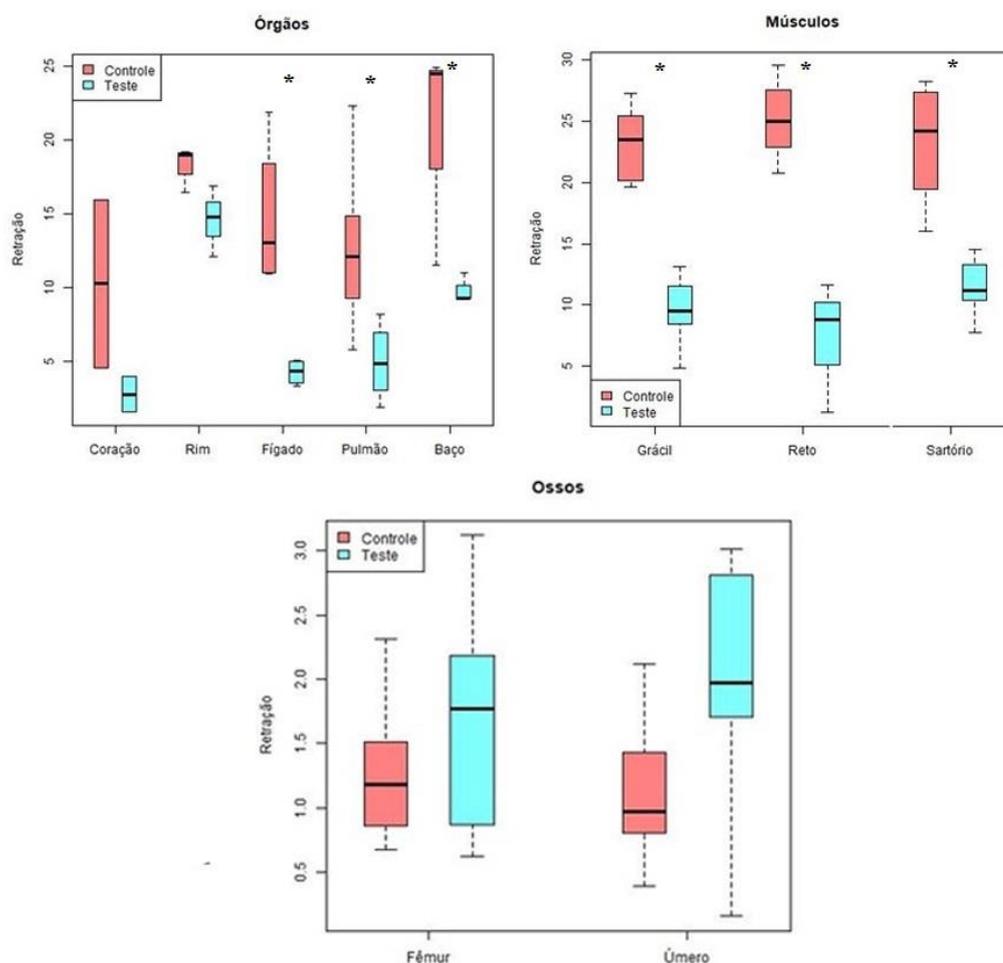


Figura 33. Comparativo das retrações médias percentuais dos tecidos biológicos (órgãos, músculos e ossos) testados nos grupos controle e teste. *Subgrupos de órgãos, ossos ou músculos impregnados que tiveram significativa redução de retração com P1 na comparação com S10.

Fonte: do autor (2020).

A retração menor dos tecidos e segmentos causado pelo silicone P1 se deve, principalmente, pela sua menor viscosidade. Como visto na análise reológica presente na primeira parte dessa pesquisa, o silicone P1 tem a viscosidade calculada de 420 mPa.s, enquanto no silicone S10 é possivelmente de 1250 mPa.s, ambos calculados na temperatura de impregnação utilizada nesse trabalho (-18 °C). Essa diferença na viscosidade dos dois silicões explica os diferentes graus de retração média dos volumes das fatias e das áreas dos tecidos quando comparados nos dois grupos de polímeros.

Sabe-se que quanto maior a viscosidade de um silicone, quer seja pelo tamanho da cadeia polimérica ou pela redução da temperatura, maior será a retração dos tecidos biológicos na etapa de impregnação (STARCHIK; HENRY, 2015). Isso se deve principalmente ao fato de que quanto maior a viscosidade do silicone, maior é a resistência para sua permeação pelo tecido na etapa de impregnação e, com isso, a acetona é volatizada e sai do tecido mais facilmente, enquanto o silicone penetra/flui numa taxa mais lenta (quanto mais viscoso, menor a taxa), causando a retração tecidual. Diante disso, a utilização de silicones de baixa viscosidade pode ser preferível quando se busca uma menor retração tecidual final no espécime.

Já para comparação das médias de retração volumétrica ou superficial dos diferentes segmentos anatômicos e tecidos dentro do mesmo grupo experimental (P1 e S10), foi realizada ANOVA de uma via (Figuras 34 e 35). Essa comparação foi feita duas a duas conforme descrito nos ANEXO III, IV, V e VI.

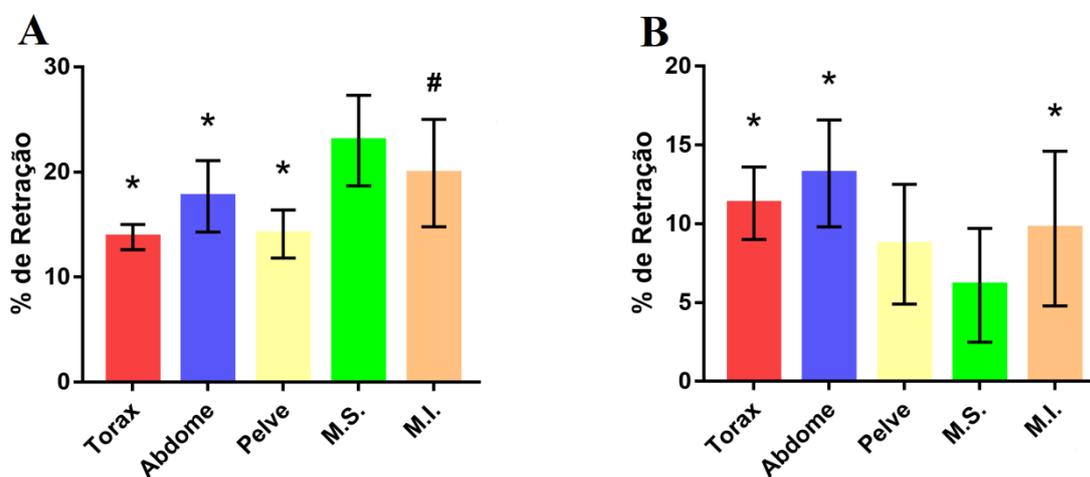


Figura 34. Comparativo dos valores de retrações volumétricas percentuais médias \pm desvio padrão dos segmentos anatômicos por silicone testado: S10 (A) e P1 (B).

Legenda: * diferente de MS; # diferente de tórax; = ($p < 0.05$).

Fonte: do autor (2020).

Os segmentos anatômicos tiveram relativamente pouca variação de retração volumétrica dentro de ambos os grupos de silicones. O segmento que apresentou maior diferença de retração significativa foi o Membro Superior (MS),

tanto para o S10 quanto para o P1. No caso do S10, exceto pelo MI ($p=0.16$), o MS mostrou aumento de retração significativa para todos os outros segmentos testados ($p<0.05$). Já para o P1, o MS retraiu significativamente menos do que os demais grupos ($p<0.05$), excetuando a pelve ($p=0.87$).

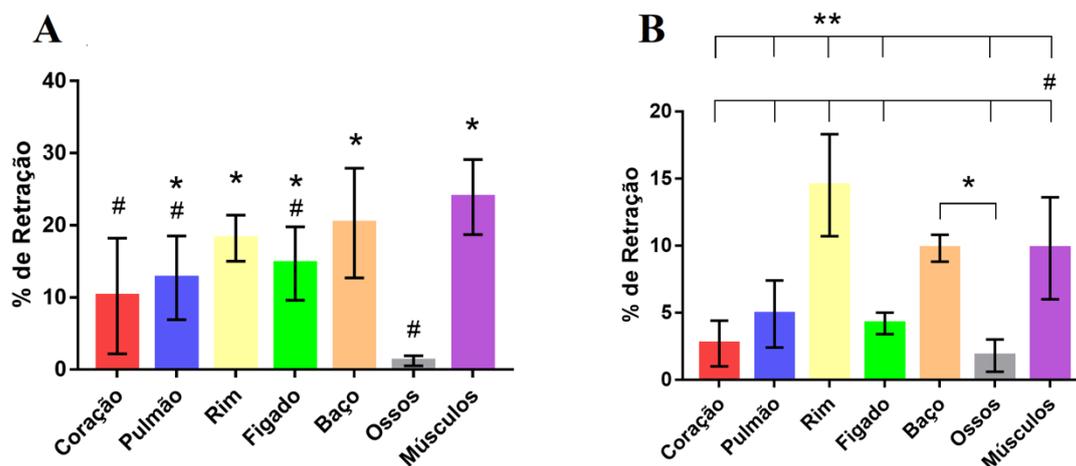


Figura 35. Comparativo dos valores de retrações percentuais médias \pm desvio padrão dos tecidos biológicos por silicone testado: S10 (A) e P1 (B).

Legenda: * diferente de Ossos; ** diferente de Rim; # diferente de Músculos; = ($p<0.05$).

Fonte: do autor (2020).

Os diferentes tecidos biológicos testados também apresentaram relativamente pouca diferença significativa dentro do mesmo grupo de silicone. Conforme esperado, os Ossos apresentaram uma baixíssima retração, diferindo de vários outros tecidos tanto impregnados tanto com S10 quanto com P1. Com S10, os ossos mostraram diferença para todos os outros tecidos, exceto para o coração ($p=0.09$). Já com o P1, diferenças significativas não foram observadas na comparação com coração ($p=0.99$), Pulmão ($p=0.05$) e Fígado ($p=0.75$), enquanto que no rim, baço e músculo, as retrações maiores foram significativas. Os casos em que as comparações com os ossos não foi significativa, se devem, provavelmente, ao elevado desvio padrão e a diminuta retração causada pelo P1 nos tecidos citados.

O tecido muscular apresentou retração significativamente diferente dos outros tecidos, excetuando baço com $p=0.82$ (S10) e $p>0.99$ (P1), e rim com $p=0.06$ (S10).

A partir das análises estatísticas apresentadas nessa pesquisa, o fator “silicone” mostrou-se mais preponderante que o fator “tipo de tecido” dentro das variáveis analisadas, tendo em vista a retração tecidual causado pelo processo de impregnação forçada.

Apesar da etapa de cura química causar uma retração do volume do polímero, principalmente nos polímeros de menor massa molar, o valor de retração informado pelos fabricantes nas fichas técnicas dos dois silicones foi de <0,5%. Esse valor de retração se tornou insignificante em comparação ao causado pelo próprio processo de plastinação, principalmente a etapa de impregnação forçada. A cura química dos silicones S10 e P1 se dá pela formação de partículas sol-gel no composto ORMOSIL (silicato organicamente modificado - TEOS) – DBTL na presença de água e, posteriormente esse composto sofre um ataque nucleofílico na ligação Si-O por uma hidroxila terminal do PDMS-OH, liberando uma molécula de água e aumentando as ligações cruzadas do polímero até o seu endurecimento total. Essas ligações fazem parte do processo reticulação, no qual a cadeia polimérica se liga covalentemente às outras para formação de uma rede entrelaçada do polímero. A desidratação (perda de água), ocasionada pelas sucessivas reações de ligação cruzadas e reticulação, promove a retração do polímero (Figura 36).

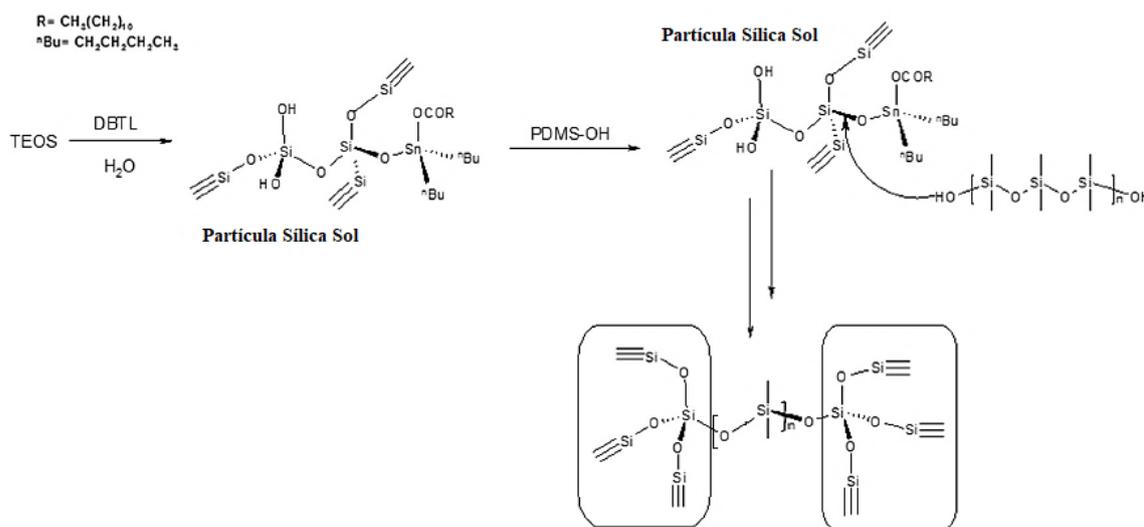


Figura 36. Reação de cura de PDMS e TEOS com o catalisador DBTL. Fonte: Hernandez, 2016; adaptado pelo autor (2020).

Não houve alteração visual das cores nas fatias com o processo de plastinação, quando comparados os espécimes finalizados entre os diferentes grupos experimentais (silicones). Os espécimes impregnados com o P1 drenaram pequenas quantidades de silicone por mais tempo, necessitando de um cuidado maior durante a cura química para se evitar que a peça final tivesse um aspecto brilhoso, causado por silicone catalisado na superfície do espécime. Para se evitar isso, de tempos em tempos a cura química era pausada, retirava-se o excesso de silicone na superfície dos cortes com papel absorvente e voltava-se para essa etapa. Esse fenômeno é causado pela menor viscosidade desse polímero.

Após a plastinação e coleta de dados referentes a essa pesquisa, uma parte dos cortes produzidos, os de número par, foram alocados ao acervo do Setor de Anatomia do Departamento de Morfologia da Ufes para serem utilizados em aulas práticas dos cursos da área da saúde, e a outra parte, os ímpares, foi colocada em exposição no Museu de Ciências da Vida (MCV) da Ufes. A montagem recebeu o nome de “Tomografia” (Figuras 37 e 38), sendo o primeiro corpo humano inteiramente fatiado e plastinado com silicone na América Latina em exposição. Com isso, o fruto dessa pesquisa contribuiu também com o ensino e a extensão universitária, permanecendo em exposição para milhares de estudantes e pessoas da comunidade em geral e elevando a Ufes a um patamar de destaque da plastinação nacional e mundial. Embora as partes cabeça, mãos e pés não tenham sido objetos dessa pesquisa, foram também plastinadas para composição da peça na exposição.



Figura 37. Planejamento inicial da montagem e disposição das peças para inclusão na exposição do Museu de Ciências da Vida da Ufes.
Foto: Athelson Bittencourt (2018).



Figura 38. Peça “Tomografia” em exposição no Museu de Ciências da Vida, constituída de fatias horizontais 13 mm de um corpo masculino adulto plastinadas com silicone.
Foto: Do autor (2020).

6. CONCLUSÃO

Os resultados encontrados nos testes químicos e reológicos realizados neste estudo demonstraram uma grande semelhança estrutural das moléculas dos polímeros S10 e P1, compatíveis com a classe de silicone mais simples, os poldimetilsiloxanos (PDMS). Além disso, apresentou-se um forte indicativo de que o silicone P1 possui menor massa molar (cadeia polimérica) comparado ao S10, a partir de sua menor viscosidade, maior presença de grupamentos silanóis e menor concentração de picos de maior intensidade na região de maior relação m/z quando comparado com o S10 obtidos no EM.

O silicone P1 provocou uma menor ou equivalente retração tecidual tanto em volume quanto em área em todos os segmentos anatômicos e diferentes tecidos analisados. Contudo, os subgrupos que não apresentaram uma diferença significativa de retração, mostraram uma tendência ou significância marginal de menor retração para o silicone P1.

Diante dos resultados, conclui-se que o silicone P1, comercializado nacionalmente, pode ser utilizado em substituição ao S10, importado, produzindo resultados melhores, visto que provoca menor retração tecidual.

Reforçando a conclusão de que o silicone teste (P1) é um substituto de sucesso para o S10, do ponto de vista estético, de cor e aparência física, não foram observadas diferenças nas peças plastinadas com S10 ou P1.

A plastinação do corpo fatiado contribuiu e articulou-se com os três pilares das Universidades Federais: pesquisa, ensino e extensão. As fatias serão utilizadas para o ensino nas aulas práticas dos cursos da saúde, está em exposição gratuita aberta para toda a comunidade e será objeto de estudo de outras pesquisas no futuro.

7. PERSPECTIVAS

Como perspectivas para continuação da pesquisa com o silicone alternativo de menor viscosidade, pretende-se realizar os testes físico-químicos complementares como a Ressonância Magnética Nuclear e cromatografia por exclusão de tamanho para elucidação da massa molar média dos silicones testados.

Além disso, para complementação da avaliação da retração tecidual e alterações anátomo-morfológicas provocadas pelos polímeros serão realizadas microscopia eletrônica de varredura (MEV) e microscopia ótica.

O baixo n amostral de alguns tipos de tecidos pode não ter mostrado diferença significativa de retração em alguns casos, com isso, o n poderá ser aumentado para maior confiabilidade das análises e para demonstrar uma tendência de diferença significativa em todos os tecidos pesquisados.

8. BIBLIOGRAFIA

ADDS, P. J. Biodur® S10/S3 and S15/S3 at “Room Temperature”: a viscosity study. **Journal of the International Society for Plastination** n. 29 v. 1, p. 15 - 18, 2017.

AJITA, R.; SINGH, Y. I. Body Donation and Its Relevance in Anatomy Learning: A Review. **Journal of the Anatomical Society of India**. [s.l], p. 44-47, 2007. Disponível em: <<http://medind.nic.in/jae/t07/i1/jaet07i1p44.pdf>>. Acesso em: 01 mai. 2020.

ARKLES, B; LARSON, G. L. Infrared analysis of organosilicon compounds: spectra-structure correlations. **Silicon Compounds: Silanes & Silicones**. 3 ed. Morrisville: Gelest Inc, p.175 - 178, 2013.

AVERSI-FERREIRA, T. A.; NASCIMENTO, G. N. L.; VERA, I.; LUCHESE, R. The Practice of Dissection as Teaching Methodology in Anatomy Applied to Medical Education. **International Journal of Morphology** v. 28, n. 1, p. 265, 2010. Disponível em: <<https://pdfs.semanticscholar.org/b622/6c9b2f28ef323d05e72c2c75a7e860d52b31.pdf>>. Acesso em: 02 mar. 2020.

BAILEY, W. J.; WEIR, I. S. Investigation of Methods for Direct Rheological Model Parameter Estimation. **Journal of Petroleum Science and Engineering** v. 21, n. 1, p. 1-13, 1998.

BARNES, H. K.; HUTTON, J. F.; WALTERS, K. **AN INTRODUCTION TO RHEOLOGY**. Amsterdam: Elsevier, 1989.

BASSANE, J. F. P. **Estudo do Efeito da Adição de Gás Condensado na Determinação do Ponto de Fluidez e Viscosidade de Petróleos Pesados**. 2015. 90 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Mestrado em Química, Universidade Federal do Espírito Santo, Vitória, 2015.

BELO, C. A. V. F. **Avaliação da exposição profissional ao formaldeído e xileno no serviço de Anatomia Patológica dos Hospitais da Universidade de Coimbra.** 2011. 120 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Mestrado em Saúde Ocupacional, Universidade de Coimbra, Coimbra, 2011. Disponível em: <https://estudogeral.sib.uc.pt/bitstream/10316/20131/1/TESE_FMUC.pdf>. Acesso em: 25 nov. 2015.

BIRESAW, G.; CARRIERE, C. J.; SAMMLER, R. L. Effect of temperature and molecular weight on the interfacial tension of PS/PDMS blends. **Rheol Acta** v. 42, n. 1, p. 142 – 147, 2003.

BOLDRINI, B. V. **Avaliação dos efeitos de fragrâncias sobre as propriedades físicas e estabilidade de emulsões.** 2015. 45 f. Trabalho de Conclusão de Curso - Graduação em Farmácia, Ciências Farmacêuticas, Universidade Federal do Espírito Santo, Vitória, 2015.

BOTELHO, K. H. M. **Espectrometria de massas com ionização por paper spray e métodos quimiométricos aplicados à identificação de adulterações em açúcar e óleo de coco.** 2018. 87 f. Dissertação (Mestrado) – Curso de Mestrado em Química – Química Analítica, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2018.

BOVEY, F.A. & MIRAU, P.A. NMR of polymers. New York: Academic Press, 1996.

BROWN, M. A.; REED, R. B; HENRY, R. W. Effects of Dehydration Mediums and Temperature on Total Dehydration Time and Tissue Shrinkage. **Journal of the International Society for Plastination** v. 17, n.1, p. 28-33, 2002. Disponível em: <http://www.plastination.org/journal/archive/jp_vol.17/jp_vol.17_28-33.pdf>. Acesso em: 28 abr. 2016.

CAI, D.; NEYER, A.; KUCKUK, R.; HEISE, H. M. Raman, mid-infrared, near-infrared and ultraviolet–visible spectroscopy of PDMS silicone rubber for

characterization of polymer optical waveguide materials. **Journal of Molecular Structure** n. 976, p. 274 – 281, 2010.

CANEVAROLO JÚNIOR, S. V. **Técnicas de Caracterização de Polímeros**. 3. ed. São Paulo: Artliber Editora Ltda, 2017.

CHAGAS, J.S. **Cadáver Desconhecido: Importância Histórica e Acadêmica Para O Estudo Da Anatomia Humana**. 2001. 167 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Medicina, Universidade Federal de São Paulo, São Paulo, 2001.

CHAYNES, P.; MINGOTAUD, A. F. Analysis of commercial plastination agents. **Surgical And Radiologic Anatomy** v. 26, n. 3, p. 235 - 238, 2004. Disponível em: <<https://link.springer.com/article/10.1007/s00276-003-0216-9>>. Acesso em: 11 jan. 2019.

CHEN, C.; JIA, Z.; WANG, X.; LU, H. Micro Characterization and Degradation Mechanism of Liquid Silicone Rubber Used for External Insulation. **IEEE Transactions on Dielectrics and Electrical Insulation** v. 22, n. 1, p. 313 - 321, 2015.

COSENTINO, H. M.; MOURA JUNIOR, Á. A.; COSTA, A. C. F. **Estatística Básica para Tomada de Decisão**. [s.l]: Escola, 2013. 109 p.

COSTA, G. B. F.; LINS, C. C. S. A. O Cadáver no Ensino da Anatomia Humana: uma Visão Metodológica e Bioética. **Revista Brasileira de Educação Médica**, [s.l], v. 36, n. 3, p. 369 - 372, jan. 2012. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/rbem/v36n3/11.pdf>>. Acesso em: 03 jun. 2020.

CRISP, A.; JUAN, E.; TIEDEMAN, J. Effect of Silicone Oil Viscosity on Emulsification. **Arch Ophthalmol** v. 105, p. 546-550, 1987.

CUNHA, K. R. **APLICAÇÃO DA TÉCNICA DE GLICERINAÇÃO PARA A CONSERVAÇÃO DE FRUTOS CARNOSOS**. 2012. 13 f. TCC (Graduação) -

Curso de Ciências Biológicas, Faculdade de Ciências da Educação e Saúde - Faces, Brasília, 2012. Disponível em: <<http://repositorio.uniceub.br/bitstream/235/6438/1/20701786.pdf>>. Acesso em: 16 jan 2020.

DE PAULA, R. C. **Análise morfológica da propriedade de compostos vegetais na conservação de tecidos cadavéricos**. 2014. Tese de doutorado (Doutorado em Anatomia dos Animais Domésticos e Silvestres) - Universidade de São Paulo, São Paulo, 2014.

DIAS, M. C. P. **O Museu de Ciências da Vida como espaço de alfabetização científica: um olhar na formação continuada de professores**. Dissertação de Mestrado. Programa de Pós-Graduação em Educação em Ciências e Matemática. Instituto Federal do Espírito Santo. 2014.

DONG, X.; GUSEV, A.; HERCULES, D. M. Characterization of Polysiloxanes with Different Functional Groups by Time-of-Flight Secondary Ion Mass Spectrometry. **Journal of American Society for Mass Spectrometry** v. 9, p. 292-298, 1998.

DRUMOND, J. G. F. Ética e inovação tecnológica em medicina. **Bioethikos**, [Ipiranga], v. 1, n. 1, p. 24-33, jun. 2007. Semestral. Disponível em: <https://www.saocamilo-sp.br/pdf/bioethikos/54/Etica_e_inovacao.pdf>. Acesso em: 30 maio 2020.

DVORNIC, P. R.; JOVANOVIC, J. D.; GOVEDARICA, M. N. On the Critical Molecular Chain length of polydimethylsiloxane. **Journal of Applied Polymer Science**, V. 49, p. 1497-1507, 1993.

FOX, C. H.; JOHNSON, F. B.; WHITING, J.; ROLLER, P. P. Formaldehyde fixation. **The Journal of Histochemistry and Cytochemistr** V. 33, N. 8, p. 845-853, 1985.

FRIERSON, H.; WALKER, A. N.; JACKSON, R. L.; POWELL, S. TECHNICAL COMMUNICATION: DNA PLOIDY ANALYSIS OF PLASTINATED TISSUE. **Journal of the International Society for Plastination** v. 2, n. 2, p. 13-16, 1988.

GARDNER, E.; GRAY, D. J.; O'RAHILLY, R. **Anatomia: Estudo Regional do Corpo Humano**. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1978. 828 p., 1978.

GIAP, S. G. E. The Hidden Property of Arrhenius-type Relationship: Viscosity as a Function of Temperature. **Journal of Physical Science**. [s.l.], p. 29-39. jul. 2010. Disponível em: <http://web.usm.my/jps/21-1-10/16753402_21.1.3.pdf>. Acesso em: 15 jan. 2019.

GIGEK, T.; OLIVEIRA, J. E. M.; NETO, A. C. A.; CARVALHO, W. L.; PEREIRA, F. V.; ALMEIDA, A. H. Estudo Analítico da Técnica de Glicerinação Empregada para Conservação de Peças Anatômicas de Bovinos. In: SIMPÓSIO DE CIÊNCIAS DA UNESP, V., 2009, Dracena. **Anais...** . Dracena: VI Encontro de Zootecnia – Unesp, 2009. p. 1 - 3. Disponível em: <http://www2.dracena.unesp.br/eventos/sicud_2009/anais/veterinaria/043_2009.pdf>. Acesso em: 05 nov. 2018.

GLOVER, R. A.; HENRY, R. W. Polymer preservation technology: Poly-Cur. A next generation process for biological specimen preservation. **9th Int. Conf Plast Trois-Rivieres**, 1998.

GOMES, Pedro Barroso. **Caracterização de materiais: uma abordagem das possibilidades de algumas técnicas instrumentais**. 2015. 35 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Química) – Faculdade de Química, Universidade Federal de São João del-Rei, São João del-Rei, 2011.

GRANGEIRO, A. A.; QUEIROZ, A. J. M.; FIGUEIREDO, R. M. F.; CAVALCANTIMATA, M. E. R. M. Viscosidades de polpas concentradas de figo-da-Índia. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 13, n. 2, p. 219 - 224, abr-jun, 2007. Disponível em:

<https://www.researchgate.net/publication/28241624_Viscosidades_de_polpas_concentradas_de_figo-da-india>. Acesso em: 26 abr. 2020.

GROZA, A.; SURMEIAN, A.; DIPLASU, C.; LUCULESCU, C.; CHAPON, P.; TEMPEZ, A.; GANCIU, M. Physico-chemical processes occurring during polymerization of liquid polydimethylsiloxane films on metal substrates under atmospheric pressure air corona discharges. **Surface & Coatings Technology** v. 212, p. 145 – 151, 2012.

GUALTIERI, C, E. **Técnicas de caracterização para avaliação de propriedades mecânicas dos revestimentos de poliuretano acrilado de fibra óptica**. 2002. 116 f. Dissertação (Mestrado em Ciência e Engenharia de Materiais) – Área de Interunidades em Ciências e Engenharia de Materiais da EESC, IFSC, IQSC, Universidade de São Paulo, São Carlos, 1994.

HAGENS, G. V.; TIEDEMANN, K.; KRIZ, W. The current Potential of Plastination. **Anatomy and Embryology** p. 411-421.1987.

HAQUE, A. E.; HAQUE, M.; THAN, M.; KHASSAN, L. H. B. M. Perception on the Use of Plastinated Specimen in Anatomy Learning Among Preclinical Medical Students of UNIKL RCMP, Malaysia. **Journal of Global Pharma Technology** v. 9, n. 9, p. 25-33, 2017.

HARDMAN, B.; TORKELSON, A. **Silicones**. In: OVERBERGER, C. G.; BIKALES, N. M. Encyclopedia of Polymer Science and Engineering. **Pennsylvania: Wiley, 1986. p. 204.**

HEIDENKUMMER, H-P.; KAMPIK, A.; THIERFELDER, S. Emulsification of silicone oils with specific physicochemical characteristics. **Graefe's Arch Clin Exp Ophthalmol** v. 229, p. 88 - 94, 1991.

HENRY, R. W. Silicone Plastination of biological tissue: cold temperature technique North Carolina technique and products. **Journal of the International**

Society for Plastination v. 22, p. 15 - 19. 2007. Disponível em: <http://journal.plastination.org/archive/jp_vol.22/jp_vol.22_15-19.pdf>. Acesso em: 29 nov. 2015.

HENRY, R. W.; LATORRE, R. Polyester Plastination of Biological Tissue: P40 Technique for Brain Slices. **Journal Of The International Society For Plastination** v. 22, p. 59-68, 2007. Disponível em: <http://journal.plastination.org/archive/jp_vol.22/jp_vol.22_59-68.pdf>. Acesso em: 15 maio 2019.

HERNANDEZ, C. S.; HERNANDEZ, M. S.; CERRITOS, R. C.; ELORZA, E.; MENDONZA-MIRANDA, J. M.; NAVARRO, R. **DBTL as neutral catalyst on TEOS/PDMS anticorrosive coating**. *Journal of Sol-Gel Science and Technology* V. 81. 2º ed. p. 405 - 412. Fev. 2017.

HOLLADAY, S. D.; BLAYLOCK, B. L.; SMITH, B. J. Risk Factors Associated with Plastination: I. Chemical Toxicity Considerations. **Journal of the International Society for Plastination** v. 16, p. 9-13, 2001. Disponível em: <http://journal.plastination.org/archive/jp_vol.16/jp_vol.16_09-13.pdf>. Acesso em 25 nov. 2019.

HOLLER, F. J. Amostragem, Padronização e Calibração. In: SKOOG, D. et al. **Fundamentos de Química Analítica**. São Paulo: Cengage Learning, 1963. Cap. 8, p. 163-199. Tradução da 8ª edição norte-americana.

JONES, D. G.; WHITAKER, M. I. Engaging with plastination and the Body Worlds phenomenon: a cultural and intellectual challenge for anatomists. **Clinical Anatomy**. New York, p. 770-776, 2009. Disponível em: <<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1002/ca.20824>>. Acesso em: 23 fev. 2020.

JONG, K.; HENRY, R. W. Silicone Plastination of Biological Tissue: Cold-temperature Technique Biodur S10/S15 Technique and Products. **Journal of the**

International Society for Plastination v. 22, p. 2-14. 2007. Disponível em: <http://journal.plastination.org/archive/jp_vol.22/jp_vol.22_02-14.pdf>. Acesso em: 21 dez. 2019.

JUDAS, F.; PALMA, P.; FALACHO, R. I.; FIGUEIREDO, H. **Estrutura e Dinâmica do Tecido Ósseo**. Apostila de apoio para os alunos do Mestrado Integrado em Medicina Disciplina de Ortopedia da Clínica Universitária de Ortopedia, 2012.

KANG, J.; ILIFF, S.; HENRY, R. W.; HERMEY, D. Coloring Muscles and Vessels of Plastinated Limbs with Colored Silicone to Supplement Teaching. **Journal of the International Society for Plastination** v. 27, n. 2, p. 9-12, 2015.

KILL, J. B. **O que são Designer Drugs? Explorando a sua Composição Química por Espectrometria de Massas**. 2016. 92 f. Dissertação (Dissertação de Mestrado em Química) - Programa de Pós-Graduação em Química, Universidade Federal do Espírito Santo, Vitória, 2016.

KLEISS, E.; SIMONSBERGER, P. La Parafinizacion como Metodo Morfologico. **Merida: Universidad de Los Andes**, 124 p, 1964.

LIMA, C. A. **Caracterização bioquímica de lesões neoplásicas via espectroscopia de absorção no infravermelho por transformada de Fourier**. 2015. 67 f. Dissertação (Mestrado) – Curso de Ciências na Área de Tecnologia Nuclear – Materiais, Ipen, São Paulo, 2015.

LOPES, W. A.; FASCIO, M. Esquema para interpretação de espectros de substâncias orgânicas na região do infravermelho. **Quim. Nova** v. 27, n. 4, p. 670 - 673, 2004.

MAGIROS, M.; KEKIC, M.; DORAN, G. A. Learning Relational Anatomy by Correlating Thin Plastinated Sections and Magnetic Resonance Images: Preparation of Specimens. **Acta Anat** v. 158, n. 1, p. 37 - 43, 1997.

MARKS, D. L.; CHANEY, E. J.; BOPPART, S. A. Plastinated tissue samples as three-dimensional models for optical instrument characterization. **Optics Express** n. 16, v. 20, p. 16272 - 16283, 2008.

MAYOR, A. H. **Artists & Anatomists**. New York: Metropolitan Museum Of Art NY, 1984. 132 p.

MAYOR, R. **Embalming: history, theory and practice**. Dallas: McGraw–Hill Co., 2000. 728 p. (3rd)

MCCREARY, J.; ILIFF, S.; HERMEY, D. Silicone-Based Coloration Technique Developed to Highlight Plastinated Specimens. **Journal of the International Society for Plastination** v. 25, n. 2, p. 13-20, 2013.

MELO, J.M.S. **A Medicina e Sua História**. Rio de Janeiro: Editora de Publicações Científicas, 207 p., 1989.

MILES, D.C; BRISTON, J.H. **Tecnologia dos Polímeros**. São Paulo: Polígono S.A, 1975.

MONTEIRO, Y. F.; JUVENATO, L. S.; BITTENCOURT, A. P. S. V.; SIQUEIRA, B. M. M.; MONTEIRO, F. C.; BAPTISTA, C. A. C.; BITTENCOURT, A. S. Influence of The Temperature on The Viscosity of Different Types of Silicone. **Journal of the International Society for Plastination**, v. 30, n. 1, p. 4 - 9, 2018.

MORAES, M. C. B.; LAGO, C. L. Espectrometria de massas com ionização por “electrospray” aplicada ao estudo de espécies inorgânicas e organometálicas. **Quim. Nova**, V. 26, N. 4, p. 556 - 563, 2003.

MORROW, B. A.; MCFARLAN, A. J. Surface Vibrational Modes of Silanol Groups on Silica. **J. Phys. Chem** v. 96, p. 1395-1400, 1992.

OLIVEIRA, R. C.; BARROS, S. T. D.; ROSSI, R. M. Aplicação Da Metodologia Bayesiana Para O Estudo Reológico Da Polpa De Uva. **Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais**, Campina Grande, v. 11, n. 1, p. 73-80, 2009.

ORRAH, D. J.; SEMLYEN, J. A.; ROSS-MURPHY, S. B. Studies of Cyclic and Linear Poly (Dimethylsiloxanes): 27. Bulk Viscosities above the Critical Molar Mass for Entanglement. **Polymer**. [s.l], p. 1452 - 1454, 1988.

OTTONE, N. E.; BAPTISTA, C. A. C.; DEL SOL, M.; ORTEGA, M. M. Extraction of DNA from plastinated tissues. **Forensic Science International** v. 309, 2020.

PANDEY, V.; SHUKLA, V.; BAPTISTA, C. A. C. Mathematically Quantifying Learning Experience: Correlating Magnetic Resonance Imaging (MRI) and Plastinated Brain Sections Using Utility Analysis. **Journal of the International Society for Plastination** v. 27, n. 1, p. 7 - 12, 2015.

PEREIRA-SAMPAIO, M. A.; MARQUES-SAMPAIO, B. P. S.; SAMPAIO, F. J. B.; HENRY, R.W. Shrinkage of Renal Tissue after Impregnation via the Cold Biodur Plastination Technique. **The Anatomical Record** v. 294, p. 1418–1422, 2011.

PETRUCELLI, L. J. **História da Medicina**. São Paulo: Editora Manole Ltda, 1997.

RAMOS, M. L.; DE PAULA, T. A. R.; ZERLOTINI, M. F.; SILVA, V. H. D.; CARAZO, L. B.; DE PAULA, M. F., SILVA, F. F. R.; SANTANA, M. L.; SILVA, L. C.; FERREIRA, L. B. C. A Comparison of Different De-plastination Methodologies for Preparing Histological Sections of Material Plastinated with Biodur® S10 / S3. **Journal of the International Society for Plastination** v. 30, n. 1, p. 10 – 15, 2018.

RAOOF, A.; HENRY, R. W.; REED, R. B. Silicone Plastination of Biological Tissue: Room-temperature Technique Dow/Corcoran Technique and Products. **Journal of the International Society for Plastination** v. 22, p. 21-25, 2007.

Disponível em: <http://journal.plastination.org/archive/jp_vol.22/jp_vol.22_21-25.pdf>. Acesso em: 21 dez. 2019.

ROBERTS, C. C.; GRAHAM, A.; NEMER, M.; PHINNEY, L.; GARCIA, R.; STIRRUP, E. Physical Properties of Low Molecular Weight Polydimethylsiloxane Fluids. **Sandia National Laboratories**, SAND2017-1242, 2017. Disponível em: <<https://prod-ng.sandia.gov/techlib-noauth/access-control.cgi/2017/171242.pdf> >. Acesso em: 30 mai. 2020.

RODRIGUES, H. **Técnicas Anatômicas**. 2. ed. Vitória, Es: Arte Visual, 1998. 222 p.

ROMANO, M. R.; CUOMO, F.; MASSAROTTI, N.; MAURO, A.; SALAHUDEEN, M.; COSTAGLIOLA, C.; AMBROSONE, L. Temperature Effect on Rheological Behavior of Silicone Oils: A Model for the Viscous Heating. **The Journal of Physical Chemistry B**. [s.l.], p. 7048 - 7054, 2017.

SAEED, M.; RUFAL, A. A.; ELSAYED, S. E. Mummification To Plastination. **Saudi Medical Journal**, [s. l.], v. 22, n. 11, p. 956 – 959, 2001.

SCHNEIDER, F.; DRAHEIM, J.; KAMBERGER, R.; WALLRABE, U. Process and Material Properties of Polydimethylsiloxane (PDMS) For Optical MEMS. **Sensors And Actuators A Physical**. [s.l.], p. 95-99, 2009.

SCHRAMM, G. **Reologia e Reometria: Fundamentos Teóricos e Práticos**. São Paulo: Artliber Editora Ltda, 2006. 232 p. Tradução e adaptação: MOTHÉ, C.; CORREIA, D. Z.; PETRI, H. M.; GONÇALVES, M.; CARESTIATO, T.

SHIROMA, P. H. **Estudo do Comportamento Reológico de Suspensões Aquosas de Bentonita e CMC: Influência da Concentração do NaCl**. 2012. 130 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Engenharia Química, Escola Politécnica, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2012.

SILVA, G. R.; CORTEZ, P. O. B. C.; LOPES, I. S. L.; TEIXEIRA, B. A. C. B.; LEAL, N. M. S. Métodos de conservação de cadáveres humanos utilizados nas faculdades de medicina do Brasil. **Revista de Medicina: For Over a Century Publishing The Future**, São Paulo, v. 95, n. 4, p.156-161, out. 2016. Semestral. Disponível em: <<http://www.revistas.usp.br/revistadc/article/view/120651/122462>>. Acesso em: 23 nov. 2019.

SILVERSTEIN, R. M., BASSLER, G. C., MORRILL, T. C. **Spectrometric identification of organic compounds**. New York: John Wiley & Sons, 1991.

SILVERSTEIN, R, M; WEBSTER, F, X; DAVID, K, J. **Identificação Espectrométrica de Compostos Orgânicos**. 7. ed. Rio de Janeiro: grupo GEN, 2012.

SIQUEIRA, B. M. M. **Coloração de espécimes anatômicos para aplicação no processo de plastinação por meio de corantes histológicos: floxina b, safranina, fucsina fenicada e tricrômico de masson**. 2018. Dissertação de Mestrado (Mestrado em Bioquímica e Farmacologia) – Universidade Federal do Espírito Santo, Vitória (ES), 2018.

SKOOG, D. A. WEST, D. M. HOLLER, F. J. CROUCH, S. R. **Fundamentos de Química Analítica**. 8ª Ed. São Paulo: Thomsom Learning, 2007.

SORA, M-C; BRUGGER, P. C.; STROBL, B. Shrinkage During E12 Plastination. **J Int Soc Plastination** n. 17, p. 23- 27, 2002.

SORA, M-C; BOIA, M.; BANCIU, C. D. Silicone (BIODUR) Viscosity and Impregnation in Plastination. **Material Plastice** [s. l.], v. 52, n. 4, p. 8–11, 2015.

SORA, M-C; COOK, P. Epoxy Plastination of Biological Tissue: E12 Technique. **Journal Of The International Society For Plastination** v. 22, p. 31-39, 2007. Disponível em: <http://journal.plastination.org/archive/jp_vol.22/jp_vol.22_31-39.pdf>. Acesso em: 05 jan. 2019.

SORA, M-C; LATORRE, R.; BAPTISTA, C.; LÓPEZ-ALBORS, O. Plastination - A scientific method for teaching and research. **Anatomia Histologia Embryologia** v. 48, p. 526–531, 2019.

SORA, M-C; BINDER, M.; MATUSZ, P.; PLES, H. Slice plastination and shrinkage. **Materiale Plastice** v. 52, n. 2, p. 186-189, 2015.

STARCIK, D.; HENRY, R. W. Comparison of Cold and Room Temperature Silicone Plastination Techniques Using Tissue Core Samples and a Variety of Plastinates. **The Journal Of Plastination** v. 27, n. 2, p. 13-19, 2015. Disponível em: <http://journal.plastination.org/archive/jp_vol.27.2/jp_vol_27.2_dec_2015_pages13-19.pdf>. Acesso em: 13 jul. 2019.

STUART, M. D.; HENRY, R. W. Plastinated Specimens Can Improve the Conceptual Quality of Biology Labs. **The American Biology Teacher** v. 64, n. 2, p. 130-134, 2019.

TONELI, J. T. C. L.; MURR, F. E. X.; PARK, K. J. Estudo Da Reologia De Polissacarídeos Utilizados Na Indústria De Alimentos. **Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais** v. 7, n. 2, p.181-204, 28 jul. 2004. Disponível em: <<http://www.deag.ufcg.edu.br/rbpa/rev72/Art720.pdf>>. Acesso em: 05 ago. 2019.

TOLOSA, E. M. C.; RODRIGUES, C. J.; BEHMER, O. A.; NETO, F. A. **Manual de Técnicas Para Histologia Normal e Patológica**. São Paulo: Manole, 2003.

VON HAGENS, G.; WHALLEY, A. **Body Worlds the Original Exhibition of Real Human Bodies**. Heidelberg: Body Worlds, 2002. 320 p. Catalog.

XING, K.; CHATTERJEE, S.; SAITO, T.; GAINARU, C.; SOKOLOV, A. P. Impact of Hydrogen Bonding on Dynamics of Hydroxyl-Terminated Polydimethylsiloxane. **Macromolecules** v. 49, p. 3138–3147, 2016.

ZARBIN, A. J. G.; Quim. Nova, 2007, V. 30, N. 6, p. 1469-1479.

ZHANG, M.; AN, P. C. Liliequist's membrane is a fold of the arachnoid mater: study using sheet plastination and scanning electron microscopy. **Neurosurgery** v. 47, n. 4, p. 902-8, 2000.

ZIELAK, J. C.; DELIBERADOR, T. M. **Uso De Cadáveres Humanos Como Ferramenta De Ensino-Aprendizagem: Passado Ou Futuro?** Revista Sul Brasileira de Odontologia, Joinville, v. 8, n. 2, p.129-130, 2011. Disponível em: <http://revodonto.bvsalud.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1984-56852011000200002&lng=pt&nrm=iso>. Acesso em: 16 fev. 2020.

ANEXOS

ANEXO I

Tabela: Teste de Bartlett para homogeneidade da variância dos conjuntos de dados de retração tecidual.

Categoria	Tecido	Estrutura	K²	gl	p-valor
Tecido	-	-	31,987	1	0,000
	Osso	-	3,641	1	0,056
	Osso	Fêmur	1,677	1	0,195
	Osso	Úmero	1,595	1	0,207
	Músculo	-	0,193	1	0,661
	Músculo	Grácil	0,061	1	0,805
	Músculo	Reto	0,119	1	0,731
	Músculo	Sartório	2,518	1	0,113
	Órgão	-	1,509	1	0,219
	Órgão	Coração	1,207	1	0,272
	Órgão	Rim	0,287	1	0,592
	Órgão	Fígado	5,938	1	0,015
	Órgão	Pulmão	3,075	1	0,080
	Órgão	Baço	4,221	1	0,040
Segmento	-	-	2,608	1	0,106
	-	Torax	2,361	1	0,124
	-	Abdomen	0,001	1	0,976
	-	MS	3,313	1	0,069
	-	Pelve	0,732	1	0,392
	-	Perna	1,078	1	0,299

Legenda: Valores em negrito: variância heterogênea entre os grupos.

Fonte: do autor (2020).

ANEXO II

Tabela: Resultado completo das Análises de Variância (ANOVA e Teste de Kruskal-Wallis) e do Teste de Tukey dos valores de retração tecidos biológicos e segmentos testados com os silicones P1 e S10.

Legenda: Lwr e Upr = Limites inferiores e superiores de um teste Tukey, com 95% de confiança; * Teste Kruskal-Wallis; F = valores encontrados no teste de ANOVA e X^2 = valores encontrados no teste de Kruskal-Wallis.

Teste	ANOVA					Tukey	
	gl	Sum Sq	Mean Sq	F	p-valor	Lwr	Upr
Tecidos*	$X^2 = 15.67$, gl = 1, p-valor = 7.541e-05					-	-
Ossos	1	2,467	2,467	4,507	0,043	0,020	1,148
Resíduo	27	14,777	0,547				
Ossos: Fêmur	1	0,894	0,894	1,876	0,190	-0,244	1,136
Resíduo	16	7,624	0,477				
Ossos: Úmero	1	1,812	1,812	2,359	0,159	-0,385	2,016
Resíduo	9	6,913	0,768				
Músculos	1	2451,970	2451,970	220,640	0,000	-16,067	-12,234
Resíduo	47	522,310	11,110				
Músculos: Grácil	1	822,390	822,390	113,530	0,000	-16,208	-10,829
Resíduo	16	115,900	7,240				
Músculos: Reto	1	1005,470	1005,470	77,660	0,000	-22,047	-13,235
Resíduo	11	142,420	12,950				
Músculos: Sartório	1	671,430	671,430	55,645	0,000	-15,686	-8,744
Resíduo	16	193,060	12,070				
Órgãos	1	590,650	590,650	21,229	0,000	-11,674	-4,528
Resíduo	34	945,990	27,820				
Órgãos: Coração	1	56,100	56,100	1,668	0,326	-32,421	17,441
Resíduo	2	67,264	33,632				
Órgãos: Rim	1	19,758	19,758	4,896	0,091	-8,183	0,925
Resíduo	4	16,152	4,035				
Órgãos: Fígado*	$X^2 = 5.333$, gl = 1, p-valor = 0.02092					-	-
Órgãos: Pulmão	1	181,930	181,928	9,787	0,011	-13,334	-2,241
Resíduo	10	185,890	18,589				
Órgãos: Baço*	$X^2 = 3.857$, gl = 1, p-valor = 0.04953					-	-
Segmentos	1	2612,900	2612,920	132,490	0,000	-11,225	-7,928
Resíduo	112	2208,900	19,720				
Segmentos: Torax	1	22,427	22,427	6,109	0,028	-4,593	-0,309
Resíduo	13	47,722	3,671				
Segmentos: Abdomen	1	99,039	99,039	8,467	0,009	-7,664	-1,237
Resíduo	18	210,553	11,697				
Segmentos: MS	1	1815,970	1815,970	203,630	0,000	-19,132	-14,297
Resíduo	24	214,030	8,920				
Segmentos: Pelve	1	64,426	64,426	6,835	0,035	-10,254	-0,514
Resíduo	7	65,983	9,426				
Segmentos: Perna	1	1344,510	1344,510	70,602	0,000	-13,725	-8,409
Resíduo	42	799,830	19,040				

Fonte: do autor (2020).

ANEXO III

Tabela: Resultado completo da Análise de Variância de uma via dos valores de retração dos tecidos biológicos com o silicone S10.

1way ANOVA						
ANOVA						
1	Table Analyzed	Transpose of Tecidos				
2	Data sets analyzed	A : Coração	B : Pulmão	C : Rim	D : Fígado	E : Baço
3						
4	ANOVA summary					
5	F	78.13				
6	P value	<0.0001				
7	P value summary	****				
8	Significant diff. among means (P < 0.05)?	Yes				
9	R square	0.8315				
10						
11	Brown-Forsythe test					
12	F (DFn, DFd)					
13	P value					
14	P value summary					
15	Are SDs significantly different (P < 0.05)?					
16						
17	Bartlett's test					
18	Bartlett's statistic (corrected)					
19	P value					
20	P value summary					
21	Are SDs significantly different (P < 0.05)?					
22						
23	ANOVA table	SS	DF	MS	F (DFn, DFd)	P value
24	Treatment (between columns)	9422	6	1570	F (6, 95) = 78.13	P<0.0001
25	Residual (within columns)	1909	95	20.1		
26	Total	11331	101			
27						
28	Data summary					
29	Number of treatments (columns)	7				
30	Number of values (total)	102				

1way ANOVA Multiple comparisons									
1	Number of families	1							
2	Number of comparisons per family	21							
3	Alpha	0.05							
4									
5	Tukey's multiple comparisons test	Mean Diff.	95.00% CI of diff.	Significant?	Summary	Adjusted P Value			
6									
7	Coração vs. Pulmão	-2.5	-12.81 to 7.815	No	ns	0.9904	A-B		
8	Coração vs. Rim	-8	-19.03 to 3.027	No	ns	0.3132	A-C		
9	Coração vs. Fígado	-4.5	-16.2 to 7.196	No	ns	0.9075	A-D		
10	Coração vs. Baço	-10.1	-22.43 to 2.228	No	ns	0.1830	A-E		
11	Coração vs. Ossos	9	-0.8733 to 18.87	No	ns	0.0982	A-F		
12	Coração vs. Músculos	-13.7	-23.45 to -3.945	Yes	**	0.0010	A-G		
13	Pulmão vs. Rim	-5.5	-12.25 to 1.253	No	ns	0.1885	B-C		
14	Pulmão vs. Fígado	-2	-9.797 to 5.797	No	ns	0.9870	B-D		
15	Pulmão vs. Baço	-7.6	-16.32 to 1.117	No	ns	0.1298	B-E		
16	Pulmão vs. Ossos	11.5	6.864 to 16.14	Yes	****	<0.0001	B-F		
17	Pulmão vs. Músculos	-11.2	-15.58 to -6.822	Yes	****	<0.0001	B-G		
18	Rim vs. Fígado	3.5	-5.217 to 12.22	No	ns	0.8889	C-D		
19	Rim vs. Baço	-2.1	-11.65 to 7.45	No	ns	0.9943	C-E		
20	Rim vs. Ossos	17	10.94 to 23.06	Yes	****	<0.0001	C-F		
21	Rim vs. Músculos	-5.7	-11.56 to 0.162	No	ns	0.0622	C-G		
22	Fígado vs. Baço	-5.6	-15.91 to 4.715	No	ns	0.6599	D-E		
23	Fígado vs. Ossos	13.5	6.297 to 20.7	Yes	****	<0.0001	D-F		
24	Fígado vs. Músculos	-9.2	-16.24 to -2.16	Yes	**	0.0029	D-G		
25	Baço vs. Ossos	19.1	10.91 to 27.29	Yes	****	<0.0001	E-F		
26	Baço vs. Músculos	-3.6	-11.65 to 4.447	No	ns	0.8275	E-G		
27	Ossos vs. Músculos	-22.7	-25.9 to -19.5	Yes	****	<0.0001	F-G		
28									
29									
30	Test details	Mean 1	Mean 2	Mean Diff.	SE of diff.	n1	n2	q	DF

1way ANOVA Multiple comparisons									
31									
32	Coração vs. Pulmão	10.2	12.7	-2.5	3.424	2	12	1.033	95
33	Coração vs. Rim	10.2	18.2	-8	3.66	2	6	3.091	95
34	Coração vs. Fígado	10.2	14.7	-4.5	3.882	2	4	1.639	95
35	Coração vs. Baço	10.2	20.3	-10.1	4.092	2	3	3.49	95
36	Coração vs. Ossos	10.2	1.2	9	3.278	2	29	3.883	95
37	Coração vs. Músculos	10.2	23.9	-13.7	3.238	2	46	5.983	95
38	Pulmão vs. Rim	12.7	18.2	-5.5	2.242	12	6	3.47	95
39	Pulmão vs. Fígado	12.7	14.7	-2	2.588	12	4	1.093	95
40	Pulmão vs. Baço	12.7	20.3	-7.6	2.894	12	3	3.714	95
41	Pulmão vs. Ossos	12.7	1.2	11.5	1.539	12	29	10.57	95
42	Pulmão vs. Músculos	12.7	23.9	-11.2	1.453	12	46	10.9	95
43	Rim vs. Fígado	18.2	14.7	3.5	2.894	6	4	1.71	95
44	Rim vs. Baço	18.2	20.3	-2.1	3.17	6	3	0.9369	95
45	Rim vs. Ossos	18.2	1.2	17	2.011	6	29	11.96	95
46	Rim vs. Músculos	18.2	23.9	-5.7	1.946	6	46	4.143	95
47	Fígado vs. Baço	14.7	20.3	-5.6	3.424	4	3	2.313	95
48	Fígado vs. Ossos	14.7	1.2	13.5	2.391	4	29	7.984	95
49	Fígado vs. Músculos	14.7	23.9	-9.2	2.337	4	46	5.567	95
50	Baço vs. Ossos	20.3	1.2	19.1	2.719	3	29	9.935	95
51	Baço vs. Músculos	20.3	23.9	-3.6	2.671	3	46	1.906	95
52	Ossos vs. Músculos	1.2	23.9	-22.7	1.063	29	46	30.2	95

ANEXO IV

Tabela: Resultado completo da Análise de Variância de uma via dos valores de retração dos tecidos biológicos com o silicone P1.

1way ANOVA ANOVA						
1	Table Analyzed	Tecidos P1				
2	Data sets analyzed	A : Coração	B : Pulmão	C : Rim	D : Fígado	E : Baço
3						
4	ANOVA summary					
5	F	29.8				
6	P value	<0.0001				
7	P value summary	****				
8	Significant diff. among means (P < 0.05)?	Yes				
9	R square	0.6459				
10						
11	Brown-Forsythe test					
12	F (DFn, DFd)					
13	P value					
14	P value summary					
15	Are SDs significantly different (P < 0.05)?					
16						
17	Bartlett's test					
18	Bartlett's statistic (corrected)					
19	P value					
20	P value summary					
21	Are SDs significantly different (P < 0.05)?					
22						
23	ANOVA table	SS	DF	MS	F (DFn, DFd)	P value
24	Treatment (between columns)	1631	6	271.9	F (6, 98) = 29.8	P<0.0001
25	Residual (within columns)	894.2	98	9.124		
26	Total	2526	104			
27						
28	Data summary					
29	Number of treatments (columns)	7				
30	Number of values (total)	105				

1way ANOVA Multiple comparisons									
1	Number of families	1							
2	Number of comparisons per family	21							
3	Alpha	0.05							
4									
5	Tukey's multiple comparisons test	Mean Diff.	95.00% CI of diff.	Significant?	Summary	Adjusted P Value			
6									
7	Coração vs. Pulmão	-2.2	-9.145 to 4.745	No	ns	0.9625	A-B		
8	Coração vs. Rim	-11.8	-19.22 to -4.375	Yes	***	0.0001	A-C		
9	Coração vs. Fígado	-1.5	-9.375 to 6.375	No	ns	0.9974	A-D		
10	Coração vs. Baço	-7.1	-15.4 to 1.201	No	ns	0.1452	A-E		
11	Coração vs. Ossos	0.9	-5.756 to 7.556	No	ns	0.9996	A-F		
12	Coração vs. Músculos	-7.1	-13.66 to -0.5425	Yes	*	0.0249	A-G		
13	Pulmão vs. Rim	-9.6	-14.15 to -5.053	Yes	****	<0.0001	B-C		
14	Pulmão vs. Fígado	0.7	-4.55 to 5.95	No	ns	0.9997	B-D		
15	Pulmão vs. Baço	-4.9	-10.77 to 0.9699	No	ns	0.1661	B-E		
16	Pulmão vs. Ossos	3.1	-0.03761 to 6.238	No	ns	0.0550	B-F		
17	Pulmão vs. Músculos	-4.9	-7.823 to -1.977	Yes	****	<0.0001	B-G		
18	Rim vs. Fígado	10.3	4.43 to 16.17	Yes	****	<0.0001	C-D		
19	Rim vs. Baço	4.7	-1.73 to 11.13	No	ns	0.3049	C-E		
20	Rim vs. Ossos	12.7	8.609 to 16.79	Yes	****	<0.0001	C-F		
21	Rim vs. Músculos	4.7	0.7711 to 8.629	Yes	**	0.0087	C-G		
22	Fígado vs. Baço	-5.6	-12.55 to 1.345	No	ns	0.1985	D-E		
23	Fígado vs. Ossos	2.4	-2.461 to 7.261	No	ns	0.7522	D-F		
24	Fígado vs. Músculos	-5.6	-10.33 to -0.8748	Yes	**	0.0097	D-G		
25	Baço vs. Ossos	8	2.476 to 13.52	Yes	***	0.0006	E-F		
26	Baço vs. Músculos	0	-5.405 to 5.405	No	ns	>0.9999	E-G		
27	Ossos vs. Músculos	-8	-10.15 to -5.854	Yes	****	<0.0001	F-G		
28									
29									
30	Test details	Mean 1	Mean 2	Mean Diff.	SE of diff.	n1	n2	q	DF

1way ANOVA									
Multiple comparisons									
31									
32	Coração vs. Pulmão	2.7	4.9	-2.2	2.307	2	12	1.349	98
33	Coração vs. Rim	2.7	14.5	-11.8	2.466	2	6	6.766	98
34	Coração vs. Fígado	2.7	4.2	-1.5	2.616	2	4	0.8109	98
35	Coração vs. Baço	2.7	9.8	-7.1	2.757	2	3	3.641	98
36	Coração vs. Ossos	2.7	1.8	0.9	2.211	2	28	0.5757	98
37	Coração vs. Músculos	2.7	9.8	-7.1	2.178	2	50	4.61	98
38	Pulmão vs. Rim	4.9	14.5	-9.6	1.51	12	6	8.989	98
39	Pulmão vs. Fígado	4.9	4.2	0.7	1.744	12	4	0.5676	98
40	Pulmão vs. Baço	4.9	9.8	-4.9	1.95	12	3	3.554	98
41	Pulmão vs. Ossos	4.9	1.8	3.1	1.042	12	28	4.206	98
42	Pulmão vs. Músculos	4.9	9.8	-4.9	0.971	12	50	7.137	98
43	Rim vs. Fígado	14.5	4.2	10.3	1.95	6	4	7.471	98
44	Rim vs. Baço	14.5	9.8	4.7	2.136	6	3	3.112	98
45	Rim vs. Ossos	14.5	1.8	12.7	1.359	6	28	13.22	98
46	Rim vs. Músculos	14.5	9.8	4.7	1.305	6	50	5.093	98
47	Fígado vs. Baço	4.2	9.8	-5.6	2.307	4	3	3.433	98
48	Fígado vs. Ossos	4.2	1.8	2.4	1.615	4	28	2.102	98
49	Fígado vs. Músculos	4.2	9.8	-5.6	1.57	4	50	5.046	98
50	Baço vs. Ossos	9.8	1.8	8	1.835	3	28	6.165	98
51	Baço vs. Músculos	9.8	9.8	0	1.796	3	50	0	98
52	Ossos vs. Músculos	1.8	9.8	-8	0.713	28	50	15.87	98

ANEXO V

Tabela: Resultado completo da Análise de Variância de uma via dos valores de retração dos segmentos anatômicos com o silicone P1.

1way ANOVA ANOVA					
1	Table Analyzed	Segmentos P1			
2	Data sets analyzed	A : Torax	B : Abdome	C : Pelve	D : M.S. E : M.I.
3					
4	ANOVA summary				
5	F	4.763			
6	P value	0.0004			
7	P value summary	***			
8	Significant diff. among means (P < 0.05)?	Yes			
9	R square	0.1324			
10					
11	Brown-Forsythe test				
12	F (DFn, DFd)				
13	P value				
14	P value summary				
15	Are SDs significantly different (P < 0.05)?				
16					
17	Bartlett's test				
18	Bartlett's statistic (corrected)	7.657			
19	P value	0.1762			
20	P value summary	ns			
21	Are SDs significantly different (P < 0.05)?	No			
22					
23	ANOVA table	SS	DF	MS	F (DFn, DFd) P value
24	Treatment (between columns)	453.3	5	90.67	F (5, 156) = 4.763 P=0.0004
25	Residual (within columns)	2970	156	19.04	
26	Total	3423	161		
27					
28	Data summary				
29	Number of treatments (columns)	6			
30	Number of values (total)	162			

1way ANOVA Multiple comparisons									
1	Number of families	1							
2	Number of comparisons per family	15							
3	Alpha	0.05							
4									
5	Tukey's multiple comparisons test	Mean Diff.	95.00% CI of diff.	Significant?	Summary	Adjusted P Value			
6									
7	Torax vs. Abdome	-1.9	-7.872 to 4.072	No	ns	0.9414	A-B		
8	Torax vs. Pelve	2.6	-5.109 to 10.31	No	ns	0.9258	A-C		
9	Torax vs. M.S.	5.2	0.1102 to 10.29	Yes	*	0.0422	A-D		
10	Torax vs. M.I.	1.6	-3.361 to 6.561	No	ns	0.9381	A-E		
11	Torax vs. Todos	2.2	-2.466 to 6.866	No	ns	0.7503	A-F		
12	Abdome vs. Pelve	4.5	-2.948 to 11.95	No	ns	0.5054	B-C		
13	Abdome vs. M.S.	7.1	2.416 to 11.78	Yes	***	0.0003	B-D		
14	Abdome vs. M.I.	3.5	-1.044 to 8.044	No	ns	0.2335	B-E		
15	Abdome vs. Todos	4.1	-0.1196 to 8.32	No	ns	0.0621	B-F		
16	Pelve vs. M.S.	2.6	-4.161 to 9.361	No	ns	0.8768	C-D		
17	Pelve vs. M.I.	-1	-7.665 to 5.665	No	ns	0.9980	C-E		
18	Pelve vs. Todos	-0.4	-6.848 to 6.048	No	ns	>0.9999	C-F		
19	M.S. vs. M.I.	-3.6	-6.901 to -0.2987	Yes	*	0.0238	D-E		
20	M.S. vs. Todos	-3	-5.838 to -0.1623	Yes	*	0.0316	D-F		
21	M.I. vs. Todos	0.6	-2 to 3.2	No	ns	0.9854	E-F		
22									
23									
24	Test details	Mean 1	Mean 2	Mean Diff.	SE of diff.	n1	n2	q	DF
25									
26	Torax vs. Abdome	11.3	13.2	-1.9	2.07	8	10	1.298	156
27	Torax vs. Pelve	11.3	8.7	2.6	2.672	8	4	1.376	156
28	Torax vs. M.S.	11.3	6.1	5.2	1.764	8	26	4.169	156
29	Torax vs. M.I.	11.3	9.7	1.6	1.719	8	33	1.316	156
30	Torax vs. Todos	11.3	9.1	2.2	1.617	8	81	1.924	156

1way ANOVA Multiple comparisons									
31	Abdome vs. Pelve	13.2	8.7	4.5	2.581	10	4	2.466	156
32	Abdome vs. M.S.	13.2	6.1	7.1	1.623	10	26	6.185	156
33	Abdome vs. M.I.	13.2	9.7	3.5	1.575	10	33	3.143	156
34	Abdome vs. Todos	13.2	9.1	4.1	1.462	10	81	3.965	156
35	Pelve vs. M.S.	8.7	6.1	2.6	2.343	4	26	1.569	156
36	Pelve vs. M.I.	8.7	9.7	-1	2.31	4	33	0.6122	156
37	Pelve vs. Todos	8.7	9.1	-0.4	2.235	4	81	0.2531	156
38	M.S. vs. M.I.	6.1	9.7	-3.6	1.144	26	33	4.45	156
39	M.S. vs. Todos	6.1	9.1	-3	0.9834	26	81	4.314	156
40	M.I. vs. Todos	9.7	9.1	0.6	0.901	33	81	0.9417	156

ANEXO VI

Tabela: Resultado completo da Análise de Variância de uma via dos valores de retração dos segmentos anatomicos com o silicone S10.

1way ANOVA ANOVA						
1	Table Analyzed	Segmentos S10				
2	Data sets analyzed	A : Torax	B : Abdome	C : Pelve	D : M.S.	E : M.I.
3						
4	ANOVA summary					
5	F	6.242				
6	P value	<0.0001				
7	P value summary	****				
8	Significant diff. among means (P < 0.05)?	Yes				
9	R square	0.1742				
10						
11	Brown-Forsythe test					
12	F (DFn, DFd)					
13	P value					
14	P value summary					
15	Are SDs significantly different (P < 0.05)?					
16						
17	Bartlett's test					
18	Bartlett's statistic (corrected)	16.65				
19	P value	0.0052				
20	P value summary	**				
21	Are SDs significantly different (P < 0.05)?	Yes				
22						
23	ANOVA table	SS	DF	MS	F (DFn, DFd)	P value
24	Treatment (between columns)	714.2	5	142.8	F (5, 148) = 6.242	P<0.0001
25	Residual (within columns)	3387	148	22.88		
26	Total	4101	153			
27						
28	Data summary					
29	Number of treatments (columns)	6				
30	Number of values (total)	154				

1way ANOVA Multiple comparisons									
1	Number of families	1							
2	Number of comparisons per family	15							
3	Alpha	0.05							
4									
5	Tukey's multiple comparisons test	Mean Diff.	95.00% CI of diff.	Significant?	Summary	Adjusted P Value			
6									
7	Torax vs. Abdome	-3.9	-10.71 to 2.907	No	ns	0.5641	A-B		
8	Torax vs. Pelve	-0.3	-8.388 to 7.788	No	ns	>0.9999	A-C		
9	Torax vs. M.S.	-9.2	-15.11 to -3.293	Yes	***	0.0002	A-D		
10	Torax vs. M.I.	-6.1	-11.9 to -0.3021	Yes	*	0.0329	A-E		
11	Torax vs. Todos	-5.8	-11.25 to -0.3471	Yes	*	0.0299	A-F		
12	Abdome vs. Pelve	3.6	-3.966 to 11.17	No	ns	0.7425	B-C		
13	Abdome vs. M.S.	-5.3	-10.47 to -0.1317	Yes	*	0.0409	B-D		
14	Abdome vs. M.I.	-2.2	-7.244 to 2.844	No	ns	0.8064	B-E		
15	Abdome vs. Todos	-1.9	-6.543 to 2.743	No	ns	0.8450	B-F		
16	Pelve vs. M.S.	-8.9	-15.67 to -2.133	Yes	**	0.0029	C-D		
17	Pelve vs. M.I.	-5.8	-12.47 to 0.8722	No	ns	0.1279	C-E		
18	Pelve vs. Todos	-5.5	-11.87 to 0.8747	No	ns	0.1334	C-F		
19	M.S. vs. M.I.	3.1	-0.6405 to 6.841	No	ns	0.1654	D-E		
20	M.S. vs. Todos	3.4	0.2204 to 6.58	Yes	*	0.0286	D-F		
21	M.I. vs. Todos	0.3	-2.673 to 3.273	No	ns	0.9997	E-F		
22									
23									
24	Test details	Mean 1	Mean 2	Mean Diff.	SE of diff.	n1	n2	q	DF
25									
26	Torax vs. Abdome	13.8	17.7	-3.9	2.357	7	10	2.34	148
27	Torax vs. Pelve	13.8	14.1	-0.3	2.801	7	5	0.1515	148
28	Torax vs. M.S.	13.8	23	-9.2	2.046	7	25	6.36	148
29	Torax vs. M.I.	13.8	19.9	-6.1	2.008	7	30	4.296	148
30	Torax vs. Todos	13.8	19.6	-5.8	1.889	7	77	4.343	148

1way ANOVA Multiple comparisons									
31	Abdome vs. Pelve	17.7	14.1	3.6	2.62	10	5	1.943	148
32	Abdome vs. M.S.	17.7	23	-5.3	1.79	10	25	4.187	148
33	Abdome vs. M.I.	17.7	19.9	-2.2	1.747	10	30	1.781	148
34	Abdome vs. Todos	17.7	19.6	-1.9	1.608	10	77	1.671	148
35	Pelve vs. M.S.	14.1	23	-8.9	2.344	5	25	5.371	148
36	Pelve vs. M.I.	14.1	19.9	-5.8	2.311	5	30	3.55	148
37	Pelve vs. Todos	14.1	19.6	-5.5	2.208	5	77	3.523	148
38	M.S. vs. M.I.	23	19.9	3.1	1.295	25	30	3.384	148
39	M.S. vs. Todos	23	19.6	3.4	1.101	25	77	4.367	148
40	M.I. vs. Todos	19.9	19.6	0.3	1.03	30	77	0.4121	148