

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS

Escola de Veterinária

Programa de Pós-graduação em Ciência Animal

Leonardo Lima Gorza

**AVALIAÇÃO COMPARATIVA DAS ALTERAÇÕES TEMPORAIS DA
DECOMPOSIÇÃO DA CARTILAGEM AURICULAR DE BOVINOS, SUÍNOS E
COELHOS, SUBMETIDA À EXUMAÇÃO PARA ESTIMATIVA DO INTERVALO
POST MORTEM (IPM)**

Belo Horizonte

2021

Leonardo Lima Gorza

Avaliação comparativa das alterações temporais da decomposição da cartilagem auricular de bovinos, suínos e coelhos submetida à exumação para estimativa do intervalo *post mortem* (IPM)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito parcial para a obtenção do título de Mestre em Ciência Animal

Área: Patologia Animal

Orientadora: Profa. Dra. Rogéria Serakides

Coorientadoras: Profa. Dra. Natália de Melo Ocarino e Profa. Dra. Amanda Maria Sena Reis

Belo Horizonte

2021

G675a Gorza, Leonardo Lima, 1993-
Avaliação comparativa das alterações temporais da decomposição da cartilagem auricular de bovinos, suínos e coelhos submetida à exumação para estimativa do intervalo post mortem (IPM)/ Leonardo Lima Gorza, - 2021.

200 f.:il

Orientadora: Rogéria Serakides
Coorientadoras: Natália de Melo Ocarino
Amanda Maria Sena Reis.

Dissertação (Mestrado) apresentado à Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito para obtenção do Título de Mestre em Ciência Animal.

Área de Concentração: Patologia Animal.

Bibliografia: f.:104 a 114.

1- Animais - Teses – 2. Morte – Teses – 3. Exame – Teses - I. Serakides, Rogéria – II. Ocarino, Natália de Melo - III. Reis, Amanda Maria Sena - IV. Universidade Federal de Minas Gerais, Escola de Veterinária – V. Título.

CDD – 636.089

Bibliotecária responsável Cristiane Patrícia Gomes – CRB2569
Biblioteca da Escola de Veterinária, Universidade Federal de Minas Gerais



UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS
ESCOLA DE VETERINÁRIA
COLEGIADO DO PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL

FOLHA DE APROVAÇÃO

LEONARDO LIMA GORZA

Dissertação submetida à banca examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação em CIÊNCIA ANIMAL, como requisito para obtenção do grau de MESTRE em CIÊNCIA ANIMAL, área de concentração Patologia Animal.

Aprovado(a) em 31 de março de 2021, pela banca constituída pelos membros:

Dr.(a). Rogéria Serakides - Presidente - Orientador(a)

Dr.(a). Amanda Maria Sena Reis

Dr.(a). Natalia de Melo Ocarino

Dr.(a). Sílvia de Araújo França Baêta

Dr.(a). Jankerle Neves Boeloni



Documento assinado eletronicamente por **Rogéria Serakides, Professora do Magistério Superior**, em 31/03/2021, às 17:22, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Amanda Maria Sena Reis, Professora do Magistério Superior**, em 31/03/2021, às 19:26, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Sílvia de Araújo França Baêta, Usuário Externo**, em 31/03/2021, às 21:16, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Natalia de Melo Ocarino, Professora do Magistério Superior**, em 01/04/2021, às 07:44, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Jankerle Neves Boeloni, Usuário Externo**, em 01/04/2021, às 17:32, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).

A autenticidade deste documento pode ser conferida no site

01/08/2021

SEIUFMG - 0604266 - Folha de Aprovação



[https://sei.ufmg.br/sei/controlador_externo.php?](https://sei.ufmg.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0)

[acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0](https://sei.ufmg.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0), informando o código verificador **0604266** e o código CRC **DA3F68DD**.

Referência: Processo nº 23072.211509/2021-71

SEI nº 0604266

AGRADECIMENTOS

À Deus por me sustentar em todos os momentos, por estar sempre ao meu lado, e me mostrar que as melhores coisas são as mais simples. À Jesus Cristo por estar sempre ao leme do meu barco, e por nos amar de maneira tão grande e infinita acima de tudo. À virgem Maria por interceder por mim todos os dias. Obrigado por me ensinarem a amar vocês cada dia mais.

À minha mãe Nadja e ao meu pai Ângelo Leonardo, pelo amor incondicional que vocês transmitem a mim todos os dias. Obrigado por me ensinarem o verdadeiro significado de amar, e por tudo que fizeram e fazem por mim. Palavras não são suficientes para descrever o amor que sinto por vocês.

À minha avó Iliosa, obrigado por todos os ensinamentos e princípios que você me passou. Nossa promessa? Prometo cumprir ela todos os dias! Que Nossa Senhora, nossa mãezinha do céu, te abençoe sempre!!

Ao meu avô Francisco (Vô Chico), obrigado por todo amor que você passou para mim e todos os seus netos! E por nos ensinar que a coisa mais importante que temos na vida é a nossa FAMILIA. Você estará para sempre no meu coração.

À minha filha Maria Eduarda, que desde o seu nascimento me tornei um estudante melhor...um médico veterinário melhor...um ser humano melhor! Saiba que mesmo distante algumas vezes você sempre foi minha luz, aquela que me inspirou, e me ajudou a conquistar tudo que conquistei hoje. Obrigado por me mostrar e ensinar o quanto é maravilhoso a arte de ser pai.

À minha namorada Larissa, por ser minha companheira, conselheira, e amiga durante todos esses anos. Sou eternamente grato a Deus por ter nos unido, e me dado a oportunidade de compartilhar minha vida com você. Te amo muito.

À minha afilhada Isabela. Como é maravilhoso ser o seu padrinho! Um presente que Deus me deu e que cuidarei para sempre com muito amor.

À minha irmã Lívia, por estar sempre torcendo por mim e pela irmã maravilhosa que é. Nossos momentos juntos, desde criança, foram e sempre serão muito especiais para mim.

Às minhas tias Ângela, Maria Lucia, Simone, Izabel, Jane, Deyse, Dindinha, Cida e Lourdes. Aos meus tios Mário Lucio, Maurício, Emanuel, Gustav, Carlos, Almir, Alemão, Fiote, e Zé Domingos. Sou eternamente grato a vocês por me inspirarem e ajudarem a ser o homem que sou hoje. Que sorte a minha ter vocês!

Aos meus primos Nenel, Carlo, Umberto, Marcelo, Dudu, Matheus, Renan, Rafael, Marquinhos, Luan, Bruno, Lucas, Saulo, Guilherme, Ravi e Henrique. As primas Kiara, Mayara, Simone, Vanessa, Ana Clara, Thaís, Mariane e Letícia. Meu eterno amor e gratidão a cada um de vocês!

À Flora, por toda alegria e amor demonstrado mesmo em tão pouco tempo. Titio já te ama demais!

Aos meus vizinhos da rua Nelson Sampaio! Em especial aos amigos Emanuel Dazzi, Ana Maria, Giovanni Trés, Edvaldo, Dulcineia e Paulo Henrique. Amo todos vocês!

Ao meu amigo Sóstenes Apolo, por ser um irmão durante essa caminhada, e me ensinar a ser um ser humano melhor. Que Deus esteja sempre com você!!

Aos amigos que a Escola de Veterinária me deu: Matheus Loés, Harlan,, Matheus Dias, Ricardo Laub, Paula, Jefferson, Douglas, Heloiza, Marcelo, Fabiana, Bruno Machado, Kênia, Gabriela, Maira, Kenia, Lorena, Bruna Sette, Deyse, Agna, Paulo Roberto, Laice, Jessica Carolina, Daniel, Thaynara, Carlos Eduardo, Erick, Nayara, Diego, Mari Andriolli, Pâmela, Clarissa, Samantha, João Victor Alves, Laysla Frota, e Marco Túlio. Vocês são sensacionais! Uma grande honra compartilhar todos esses momentos com vocês.

À família capixaba Ayisa, Lucas e Bruno. Obrigado por tudo que me ensinaram em toda minha caminhada.

À aluna de iniciação científica Ellen Oliveira. Mais do que uma amiga, posso dizer que ganhei uma irmã. Obrigado por toda ajuda na condução desse experimento, e por toda nossa amizade! Sou eternamente grato a você por tudo.

À professora Rogéria Serakides, pela oportunidade, dedicação, disponibilidade, e ensinamentos durante esses anos. Que Nossa Senhora esteja sempre com você!

Às professoras Natália de Melo Ocarino, e Amanda Maria Sena Reis pela co-orientação e disponibilidade em me ajudar.

À professora Ângela Maria Quintão Lana que tão gentilmente realizou a análise estatística.

Ao professor Tadeu Chaves de Figueiredo, sempre muito solícito fez o contato com os frigoríficos e obteve todas as orelhas dos animais utilizadas neste estudo.

Agradeço aos professores da Escola de Veterinária Renato Lima, Roberto Guedes, Felipe Pierezan, Roselene Ecco, Paula Giaretta, e Rodrigo Horta por todos ensinamentos e dedicação.

Agradeço às professoras Jankerle Neves Boeloni da Universidade Federal do Espírito Santo e à Profa. Sílvia de Araújo França Baêta da Universidade Federal do Piauí que gentilmente aceitaram participar da banca de avaliação deste trabalho.

Aos funcionários da Escola de Veterinária, por toda parceira e ajuda durante esses anos, em especial as técnicas Leimar e Valéria, a faxineira Vitalina, e ao auxiliar Luiz Assis.

Agradeço a Gillian André, vulgo Xeu, por me receber tão bem em sua casa, e estar sempre torcendo por mim. E a todos aqueles que passaram ou ainda estão residindo na querida rua Alcobaça 57, em especial: Michel Cleberson, João Paulo, Saulo, Dyanon, Nayla e Delian.

À CAPES pela concessão da bolsa de estudos e ao CNPq pelo auxílio financeiro ao projeto.

Por fim, agradeço à minha eterna cachorrinha Rose. Obrigado por ser meu anjo da guarda, e me inspirar a seguir nessa profissão tão maravilhosa!

*Há um barco esquecido na praia, já não leva ninguém a pescar
É o barco de João e Tiago, que partiram para não mais voltar*

Quantas vezes em tempos sombrios

Enfrentando os perigos do mar

Barco e rede voltavam vazios.

Mas os dois precisavam pescar

De repente, aparece Jesus

Pouco a pouco se acende uma luz

É preciso pescar diferente

Que o povo já sente que o tempo chegou

E partiram sem mesmo pensar

Nos perigos de profetizar...

Quantos barcos deixados na praia

Entre eles o meu deve estar

Era o barco de sonhos que eu tinha

Mas eu nunca deixei de sonhar.

Quantas vezes enfrentei o perigo, em meu barco de sonho a singrar

Jesus Cristo remava comigo

Eu no leme, Jesus a remar

De repente me envolve uma luz

E eu entrego meu leme a Jesus....

Padre Zezinho

RESUMO

A estimativa do intervalo *post mortem* (IPM) é um desafio, principalmente quando o intervalo entre o exame do cadáver e o óbito excede semanas a meses. A hipótese desse estudo é que a análise de tecidos resistentes à decomposição *post mortem*, como a cartilagem, possa auxiliar na estimativa do IPM tardio. O objetivo foi avaliar e comparar as alterações macro e microscópicas da cartilagem auricular de coelhos, bovinos e suínos, após exumação, em diferentes IPM. Foram utilizados oito pares de orelhas/espécie. Das orelhas de cada coelho, foram obtidas oito amostras correspondentes aos IPM 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30 e 150 dias. Das orelhas de bovino e suíno, foram obtidas 12 amostras correspondentes aos IPM 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35, 40, 50, 60 e 150 dias. As amostras foram enterradas em covas que somente foram abertas em cada IPM, com exceção da cova dos 150 dias que foi aberta periodicamente para acompanhar a decomposição total da amostra. O solo argilo-arenoso apresentou média de temperatura, umidade, e pH de 23,5°C, 54,9% e 7,0, respectivamente. Os valores médios da temperatura e da umidade do ar foram de 23,2°C e 52,3%, respectivamente. As médias da perda de pelagem foram significativamente maiores nas amostras de coelhos no 5º dia e estatisticamente semelhante às amostras de suínos aos 30 dias. Aos 60 dias, as médias da perda de pelagem foram semelhantes entre bovinos e suínos. A perda de peso das amostras das orelhas de coelho sempre foi maior em comparação às médias das orelhas de bovinos e suínos. Aos 60 dias, as médias da perda de peso das amostras de bovinos e suínos foram estatisticamente semelhantes. A perda da área das amostras das três espécies foi estatisticamente semelhante na maioria dos IPM. Aos 150 dias, todas as amostras de bovino haviam se decomposto totalmente, ao contrário das amostras de suínos e coelhos. A análise microscópica, com relação à afinidade tintorial da cartilagem e à perda de núcleos dos condrócitos e da arquitetura tecidual, demonstrou o agravamento das alterações *post mortem* ao longo dos IPM, independentemente da espécie animal, embora a porcentagem de amostras com essas alterações tenha variado entre as espécies dentro de cada IPM. A colonização por fungos e bactérias foi mais precoce nas amostras de bovinos e suínos, embora tenha também variado entre espécies em cada IPM. A redução significativa da espessura da cartilagem foi observada ao longo do tempo em todas as espécies. A correlação entre o tempo e a perda de peso da amostra ou a espessura da cartilagem foi elevada, considerando essas variáveis adequadas para estimar o IPM. Conclui-se que o exame *post mortem* da cartilagem auricular pode ser utilizado para estimar o IPM, que há diferenças entre espécies com relação às alterações *post mortem* macro e microscópicas e que embora a perda de peso das amostras de coelho seja maior em comparação as de bovinos e suínos até os 30 dias, a decomposição total das amostras ocorre primeiro em bovinos, seguida pelas amostras de coelhos.

Palavras-chave: Patologia forense, intervalo *post mortem*, decomposição, alterações *post mortem*

ABSTRACT

Estimation of *postmortem* interval (PMI) is a challenge, especially when the interval between cadaver examination and death occurs after several weeks to months. The analysis of tissues more resistant to putrefaction, such as cartilage, can be used in advanced PMI. The aim of this work was evaluate and compares macroscopic and microscopic changes of the rabbits, cattle and pigs auricular cartilage, after exhumation in different PMI. Eight pairs of ears/ species were used. Eight samples were obtained from the ears of each rabbit, corresponding to PMI 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30 and 150 days. From the cattle and pig ears, were obtained twelve samples corresponding to PMI 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35, 40, 50, 60 and 150 days. The samples were buried in graves, being opened only at each PMI, except the 150-day grave, that was periodically opened to analyze the total sample decomposition. The sandy clay-soil showed an average temperature, humidity and pH of 23.5° C, 54.9% and 7.0, respectively. The temperature and humidity air average values were 23.2° C and 52.3%, respectively. The average of rabbit's samples hair loss was significantly higher in the five days and statistically similar to the pig samples at 30 days. At 60 days, the averages of hair loss were similar between cattle and pig samples. The rabbit ear samples mass loss was always greater in regard to the average of cattle and pig samples. At 60 days, cattle and pig ear samples mass loss averages were statistically similar. The loss of sample area was statistically similar in all species in most PMI. At 150 days, all cattle samples had decomposed completely, unlike rabbit and pig samples. Microscopic analysis, regarding to cartilage stain, loss of chondrocyte nuclear material and tissue architecture, showed gradual increase of these *postmortem* changes through PMI, regardless of animal species, although the percentage of samples with these changes have been varied between the three species within each PMI. Fungi and bacterial colonization were earlier in the cattle and pig samples, although it also has varied between species within each PMI. Significant thinning of cartilage thickness was observed over time in all species. Correlation between the time and the sample weight loss or the cartilage thickness was strong, being these variables adequate for estimation of the PMI. It is concluded that the auricular cartilage *postmortem* examination can be used for determining PMI, that there are differences between species regarding gross and microscopic *postmortem* changes, and despite the mass loss of rabbit ear samples is higher compared with cattle and pig samples until 30 days, the total sample decomposition occurs first in cattle, followed by rabbit and pig samples.

Key- words: Forensic pathology, *postmortem* interval, decomposition, *postmortem* changes.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 Fórmulas matemáticas propostas por Vass (2011) para estimativa do intervalo *post mortem* em ambientes aeróbicos (A) e anaeróbicos (B), onde os valores 1285, 0,0103 representam o DGA e efeito da umidade na taxa de decomposição, respectivamente. A constante 4,6, na equação B, equivale a desaceleração da decomposição em ambientes anaeróbicos 40
- Figura 2 Orelhas das espécies animais usadas neste estudo. (A) coelho, (B) bovino e (C) suíno. 50
- Figura 3 A) Esquema da divisão das orelhas de coelho, B) bovino, e C) suíno. Cada amostra foi escolhida aleatoriamente para representar um intervalo *post mortem* (IPM). O par de orelhas de cada coelho originou 8 amostras para representar 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30 e 150 dias de IPM e o par de orelhas de cada bovino e suíno originou 12 amostras para representar 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35, 40, 50, 60 e 150 dias de IPM. 51
- Figura 4 Esquema realizado no terreno, onde as amostras de orelhas de cada espécie animal foram enterradas, demonstrando como a colheita das amostras de solo foi realizada para posterior análise físico-química. A área foi subdividida em três sub-áreas para cada espécie animal, com colheita do solo em esquema cruzado. O tracejado representa o sentido da colheita e os círculos escuros representam os pontos de colheita das amostras. 52
- Figura 5 Equipamentos utilizados para mensuração dos parâmetros do solo e do ar A) termômetro digital utilizado para medir temperatura e umidade do solo, B) pHmetro digital, C) medidor de umidade e temperatura do ar digital, e D) pluviômetro utilizado para medir a quantidade de água precipitada durante o período experimental. 53
- Figura 6 Terreno utilizado para realização do experimento. A) Covas destinadas as amostras, B) Amostras de orelha no interior de cassetes plásticos dentro de uma das covas, e C) covas fechadas e identificadas com a espécie e o dia da colheita. 55
- Figura 7 Média diária da temperatura, umidade e pH do solo no local em que as amostras de orelhas de coelho, bovino e suíno foram enterradas durante o período experimental (julho-setembro de 2020) 60
- Figura 8 Média diária da temperatura e da umidade do ar, bem como, do índice pluviométrico no local em que as amostras de orelhas de coelho, bovino e suíno foram enterradas durante o período experimental (julho-setembro de 2020) 60
- Figura 9 Perda percentual média de peso e da área de tecido e de pelagem das amostras de orelha de coelhos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do 5º ao 30º dia de exumação. 61
- Figura 10 Características macroscópicas das amostras de orelhas de coelhos em cada intervalo *post mortem* (IPM), após exumação. 64

Figura 11 Perda percentual média de peso, de área de tecido e de pelagem das amostras de orelha de bovinos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do 5° ao 60° dia de exumação	65
Figura 12 Características macroscópicas das amostras de orelhas de bovinos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM) após exumação	68
Figura 13 Perda percentual média de peso e da área de tecido e de pelagem das amostras de orelha de suínos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do 5° ao 60° dia de exumação	69
Figura 14 Características macroscópicas das amostras de orelhas de suínos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM) após exumação	72
Figura 15 Perda percentual média de peso das amostras de orelha de coelhos, bovinos e suínos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do 5° ao 60° dia de exumação	73
Figura 16 Perda percentual média da área das amostras de orelha de coelhos, bovinos e suínos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do 5° ao 60° dia de exumação	75
Figura 17 Perda percentual média da área de pelagem das amostras de orelha de coelhos, bovinos e suínos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do 5° ao 60° dia de exumação	76
Figura 18 Alterações microscópicas <i>post mortem</i> nas amostras de orelhas de coelhos durante diferentes intervalos <i>post mortem</i> (IPM). A) 0 dia sem alterações <i>post mortem</i> ; B) 5° dia com perda parcial da afinidade tintorial da cartilagem e condrócitos com núcleos (detalhe); C) 10° dia e D) 15° dia com cartilagem adelgada com perda parcial da afinidade tintorial e perda parcial de núcleos de condrócitos (detalhe); E) 20° dia com cartilagem com perda total da afinidade tintorial e dos núcleos (detalhe); F) 25° dia com cartilagem com perda total da afinidade tintorial, ausência de núcleos e intensa colonização bacteriana e fúngica da cartilagem (detalhe), G) 30° dia com intenso adelgaçamento da cartilagem, perda da arquitetura do tecido e colonização bacteriana e fúngica da cartilagem (detalhe); H) Redução da espessura da cartilagem em função do IPM. Hematoxilina-eosina, Bar=200µm	80
Figura 19 Alterações microscópicas <i>post mortem</i> nas amostras de orelhas de bovinos durante diferentes intervalos <i>post mortem</i> (IPM). A) 0 dia sem alterações <i>post mortem</i> ; B) 5° dia com cartilagem com perda parcial da afinidade tintorial e condrócitos com núcleos (detalhe); (C) 10° dia com cartilagem com perda parcial da afinidade tintorial e condrócitos com núcleos (detalhe); D) 15° dia com cartilagem com perda total da afinidade tintorial e numerosas colônias de bactérias e fungos nos tecidos adjacentes (detalhe); E) 20° dia com cartilagem com perda total da afinidade tintorial e perda parcial de núcleos de condrócitos (detalhe); F) 25° dia com cartilagem com perda total da afinidade tintorial e perda total de núcleos de condrócitos (detalhe); G) 30° dia com perda total da arquitetura tecidual e de núcleos de condrócitos (detalhe); H) 35° dia com perda total da arquitetura tecidual e hifas fúngicas (detalhe), I) 40° dia, J) 50° e K) 60° dia com perda total da arquitetura tecidual numerosas hifas fúngicas (detalhe). L) Redução da espessura da cartilagem em função do IPM.	85

Hematoxilina-eosina, Bar=200µm.

Figura 20. Alterações microscópicas *post mortem* nas amostras de orelhas de suínos durante diferentes intervalos *post mortem* (IPM). A) 0 dia sem alterações *post mortem*; B) 5º dia e C) 10º dia com cartilagem com perda parcial da afinidade tintorial e condrócitos com núcleos (detalhe); D) 15º dia, E) 20º dia, F) 25º dia e G) 30º dia, com cartilagem com perda total da afinidade tintorial e alguns condrócitos com perda de núcleo (detalhe); H) 35º dia, com cartilagem com perda total da afinidade tintorial e de núcleos (detalhe); I) 40º dia, J) 50º dia e K) 60º dia com perda total da arquitetura tecidual e colonização fúngica da cartilagem (detalhe); L) Redução da espessura da cartilagem em função do IPM. Hematoxilina-eosina, Bar=200µm

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 Alterações cadavéricas macroscópicas, de acordo com os diferentes estágios de decomposição	29
Tabela 2 Diferenças morfológicas entre a cartilagem auricular de diferentes espécies animais e humana, de acordo com Chiu et al. (2017).	44
Tabela 3 Resultados laboratoriais da análise físico-química do solo	59
Tabela 4 Média, desvio padrão e comparação estatística entre períodos da perda percentual de peso e da área de tecido e de pelagem das amostras de orelha de coelhos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do 5º ao 30º dias de exumação.	61
Tabela 5 Porcentagem de amostras de orelhas de coelhos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM) com as alterações macroscópicas listadas, até o 30º dia de exumação	63
Tabela 6 Média, desvio padrão e comparação estatística entre períodos da perda percentual de peso e da área de tecido e de pelagem das amostras de orelha de bovinos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação	66
Tabela 7 Porcentagem de amostras de orelhas de bovinos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM) com as alterações macroscópicas listadas, até o 60º dia de exumação	67
Tabela 8 Média, desvio padrão e comparação estatística entre períodos da perda percentual de peso e da área de tecido e de pelagem das amostras de orelha de suínos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação.	70
Tabela 9 Porcentagem de amostras de orelhas de suínos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM) com as alterações macroscópicas listadas, até o 60º dia de exumação.	71
Tabela 10 Média, desvio padrão e comparação estatística entre espécies da perda percentual de peso das amostras de orelha de coelhos, bovinos e suínos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação.	74
Tabela 11 Média, desvio padrão e comparação estatística entre espécies da perda percentual da área das amostras de orelha de coelhos, bovinos e suínos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação.	75
Tabela 12 Média, desvio padrão e comparação estatística entre espécies da perda percentual da área de pelagem das amostras de orelha de coelhos, bovinos e suínos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação.	76
Tabela 13 Porcentagem de amostras de orelhas de coelhos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM) com as alterações microscópicas listadas, até o 30º dia de exumação	81

Tabela 14 Média, desvio padrão e comparação estatística entre períodos da espessura da cartilagem (mm) das amostras de orelha de coelhos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do dia 0 aos 30 dias de exumação	82
Tabela 15 Porcentagem de amostras de orelhas de bovinos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM) com as alterações microscópicas listadas, até o 60º dia de exumação	86
Tabela 16 Média, desvio padrão e comparação estatística entre períodos da espessura da cartilagem (mm) das amostras das orelhas de bovinos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do dia 0 (controle) aos 60 dias de exumação	87
Tabela 17 Porcentagem de amostras de orelhas de suínos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM) com as alterações microscópicas listadas, até o 60º dia de exumação	91
Tabela 18. Média, desvio padrão e comparação estatística entre períodos da espessura da cartilagem (mm) das amostras de orelha de suínos em cada intervalo <i>post mortem</i> (IPM), do dia 0 ao 60 dias de exumação	92

LISTA DE ABREVIATURAS

IPM	Intervalo <i>post mortem</i>
MEC	Matriz extracelular
DMEM	Meio de águia modificado de Dulbecco (<i>Dulbecco's modified eagle médium</i>)
DGA	Dias de graus acumulados
ABMVL	Associação Brasileira de Medicina Veterinária Legal
ALDF	Fundo de Defesa Legal Animal (<i>The Animal Legal Defense Found</i>)
SWFW	Sociedade de Ciências Forenses da vida Selvgem (The Society for Wildlife Forensic Sciences)
DNA	Ácido desoxirribonucleico
AGVs	Ácidos graxos voláteis
GAGS	Glicosaminoglicanos
PGS	Proteoglicanos
RNA	Ácido ribonucleico
FTIR	Espectroscopia de infravermelho transformada de Fourier
MEV	Microscopia eletrônica de varredura
RT-PCR	Reação em cadeia da polimerase em tempo real
RFLP-DNA	Polimorfismo de comprimento de fragmento
PAS	Periódico Ácido de Schiff (<i>Periodic Acid-reactive Schiff</i>)
MPMs	Metaloproteinases

Sumário

1 INTRODUÇÃO	18
2 OBJETIVOS	22
3 OBJETIVO GERAL	22
4 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	22
5 REVISÃO DE LITERATURA	23
5.1 Medicina veterinária forense	23
5.2 Decomposição cadavérica	25
6 ESTADIAMENTO DO PROCESSO DE DECOMPOSIÇÃO	26
7 INTERVALO <i>POST MORTEM</i> (IPM)	30
7.1 Estimativa do intervalo <i>post mortem</i> (IPM)	31
7.1.1 Patologia forense	31
7.1.2 Entomologia forense	34
7.1.3 Bioquímica forense	36
7.1.4 Microbiologia forense	38
7.1.5 Emprego de equações matemáticas na estimativa do IPM	39
8 CARTILAGEM	42
8.1 Tipos e características do tecido cartilaginoso	42
8.2 Análise da cartilagem para estimativa do intervalo <i>post mortem</i> (IPM)	47
9 MATERIAL E MÉTODOS	49
10 RESULTADOS	59
11 DISCUSSÃO	93
12 CONCLUSÕES	101
REFERÊNCIAS	103
ANEXOS	114

INTRODUÇÃO

Os crimes contra os animais vêm sendo cada vez mais reconhecidos pela justiça criminal, concomitantemente com a evolução das práticas forenses e da patologia animal forense (Touroo et al., 2018). Como perito, o médico veterinário aplica seus conhecimentos técnico-científicos em processos judiciais e extrajudiciais relacionados ao bem-estar animal, maus-tratos, tráfico de animais, avaliação de rebanhos, inspeção de produtos de origem animal, saúde pública e meio ambiente, com o objetivo de estabelecer a justiça (ABMVL, 2014).

Além de atuar em diversas esferas judiciais referentes aos animais domésticos e de produção, o médico veterinário forense também pode aplicar seus conhecimentos em investigações que envolvam animais silvestres e selvagens (SWFS, 2018; Probst et al., 2020).

Uma prática rotineira na medicina forense e nas investigações criminais é a determinação do intervalo *post mortem* (IPM). O IPM refere-se ao período entre o óbito e o momento em que o cadáver é encontrado (Brooks, 2016; Brooks e Sutton, 2018). Conhecer ou estimar o IPM, pode permitir ao perito, limitar o número de suspeitos pela inclusão ou exclusão de indivíduos de um grupo suspeito, estabelecer a veracidade das informações obtidas nos depoimentos (Brooks e Sutton, 2018) e reconstruir as circunstâncias em casos de óbito natural ou homicídios (Young et al., 2013). Apesar do IPM estar entre os principais temas pesquisados na medicina humana forense (Alibegović, 2014^a), muito ainda necessita ser investigado também na medicina veterinária forense.

Com o avanço das pesquisas na área, algumas técnicas vêm sendo descobertas ou aprimoradas com o objetivo de melhorar sua aplicabilidade e confiabilidade na estimativa do IPM em cadáveres humanos (Jaafar e Nokes, 1994; Rogers et al., 2011; Brundagel e Byrd, 2016; Carrasco et al., 2017; Wilson e Christenses, 2017; Gelderman et al., 2018). Alguns métodos incluem, por exemplo, a análise macroscópica das alterações cadavéricas precoces, ou seja, que ocorrem logo nas primeiras horas após o óbito como *rigor mortis*, *livor mortis* e *algor mortis*, dentre outras (Brooks e Sutton, 2018). No entanto, dependendo da espécie e das condições ambientais as quais o cadáver foi submetido, o mesmo pode ser encontrado em estado de decomposição avançado o que impossibilita determinar o IPM pelas alterações cadavéricas precoces.

Nesses casos, são empregadas técnicas forenses baseadas em: 1) estudo populacional de artrópodes albergados nos cadáveres (Simmons et al., 2010; Joseph et al., 2011; Brundagel e

Byrd, 2016), 2) avaliações moleculares e bioquímicas dos tecidos (Bolton et al., 2015; Pittner et al., 2020^a; Wilson e Christenses, 2017), 3) ensaios microbiológicos (Damann et al., 2015; Hauther et al., 2015), 4) avaliação morfológica de diferentes órgãos e tecidos mais resistentes à decomposição, como a cartilagem (Rogers et al., 2011; Alibegovic, 2014^a; Rogers et al., 2014) e a polpa dentária (Carrasco et al., 2017) e 5) análise imunohistoquímica de tecidos (Ortmann et al., 2017; Lesnikova et al., 2018).

Apesar do número crescente de pesquisas, a estimativa do IPM continua a ser um grande desafio para a patologia humana forense, muitas vezes pela baixa aplicabilidade prática de alguns ensaios (Henssge e Madea, 2007) e nos casos em que o intervalo entre o exame do cadáver e o óbito passa de algumas semanas a meses (Wilson e Christenses, 2017).

Os estudos das alterações macroscópicas e microscópicas de diferentes órgãos e tecidos, como polpa dentária (Vavpotic et al., 2009; Carrasco et al., 2017) e olhos (Kawashima et al., 2014; Cantürk et al., 2017), têm apresentado resultados satisfatórios na estimativa do IPM em cadáveres humanos e até de animais (Bryant e Boekelheide, 2007; Erlandsson e Munro, 2007; Rogers et al., 2014). Entretanto, o tecido cartilaginoso tem sido pouco estudado como parâmetro para determinação do IPM (Rogers et al., 2011; Rogers et al., 2014; Paulis et al., 2016). Por ser um tecido muito resistente à putrefação, a cartilagem merece ser melhor explorada nos estudos do IPM (Alibegović et al., 2014^b).

A cartilagem é um tecido avascular com grande quantidade de matriz extracelular (MEC) que é sintetizada e mantida pelos condrócitos. Em comparação a outros tipos celulares, os condrócitos sobrevivem sob baixas condições de oxigênio e nutrientes. Essa característica, aliada à resistência dos condrócitos à acidose e hipóxia, bem como, a proteção contra bactérias saprófitas, conferida pelas fibras de colágeno da MEC, fazem da cartilagem um tecido promissor para a determinação do IPM, principalmente em casos de decomposição cadavérica avançada. Após o óbito, a difusão de nutrientes da MEC, presente em grande quantidade no tecido cartilaginoso, permite ainda a sobrevivência dos condrócitos por longos períodos, de até dois meses (Alibegović, 2014^b).

Além da cartilagem articular, a cartilagem auricular também tem sido apontada como boa fonte de tecido para os estudos do IPM, pela facilidade de obtenção, em cadáveres humanos ou em modelos animais experimentais, e por ser pouco susceptível aos processos inflamatórios e degenerativos *in vivo*, comuns na cartilagem articular. No entanto, há somente um estudo que avaliou a decomposição da cartilagem auricular para estimar o IPM (Paulis et

al., 2016). Nesta pesquisa, orelhas de coelhos foram enterradas e exumadas a cada cinco dias, durante o período de 30 dias, para avaliação da coloração, textura e cobertura de tecido mole, além da avaliação microscópica dos núcleos de condrócitos.

A orelha se mostrou um bom modelo experimental para estudar a decomposição *post mortem* da cartilagem (Paulis et al., 2016). No entanto, uma das limitações desse estudo é a ausência de comparação entre as espécies animais que apresentam orelhas com espessuras diferentes de cartilagem e pericôndrio (Chiu et al., 2017), e que, por isso, podem apresentar tempos diferentes para se decompor após o óbito. Além disso, não foi realizada, ao longo do período experimental, a avaliação das condições ambientais, como umidade e temperatura do solo e do ar, que são variáveis que oscilam entre os locais onde os cadáveres são encontrados e que interferem no aparecimento e na evolução das alterações *post mortem*.

No estudo de Chiu et al. (2017), foi realizada uma avaliação comparativa entre as propriedades histológicas, bioquímicas e mecânicas entre a cartilagem auricular de humanos, ratos, coelhos, bovinos e suínos. No entanto, o tecido foi avaliado apenas no tempo zero em todas as espécies, não sendo realizada uma avaliação em função do processo de decomposição.

Apesar da cartilagem ser um tecido com potencial uso para a avaliação do IPM, os resultados das pesquisas que utilizaram a cartilagem articular não devem ser extrapolados para a cartilagem auricular ou vice-versa, uma vez que elas apresentam arquitetura e composição da MEC distintas (Nimeskern et al., 2016). Com base na presença de colágeno, fibras elásticas e na morfologia, a cartilagem pode ser classificada como hialina, elástica ou fibrocartilaginosa (Alibegović et al., 2014^b). A cartilagem articular é do tipo hialina, composta por água, colágeno tipo 2 e proteoglicanos.

Os proteoglicanos são moléculas grandes formadas por hialuronato e glicosaminoglicanos sulfatados. No entanto, a cartilagem auricular é do tipo elástica, que apresenta além dos glicosaminoglicanos, uma rede de fibras elásticas que a difere da cartilagem articular. Esses dois tipos de cartilagem também têm propriedades mecânicas diferentes (Nimeskern et al., 2016), o que faz acreditar que elas possam diferir em relação ao tempo de decomposição *post mortem*. Além disso, a cartilagem articular está envolta por maior quantidade de tecidos moles, quando comparada à cartilagem auricular, o que supostamente a protege da ação do meio ambiente externo. Essa é mais uma razão pela qual os resultados observados na decomposição de um tipo de cartilagem não devem ser extrapolados para outro tipo. Além

disso, as pesquisas do IPM com base na cartilagem auricular, também devem levar em consideração as diferenças morfológicas conhecidas entre as espécies animais e humanas (Chiu et al., 2017).

A orelha externa ou aurícula é formada por pele, pericôndrio e cartilagem (Samuelson, 2007). A composição da MEC é muito semelhante entre as cartilagens auriculares de rato, coelho, suíno, bovino e humana. O tecido auricular de todas essas espécies tem uma cartilagem que se cora fortemente pela safranina-O, com condrócitos situados em lacunas. Em todas as espécies, o pericôndrio é formado por colágeno tipo 1 e a MEC da cartilagem é formada por colágeno tipo 2 e elastina. Mas, o pericôndrio das orelhas de ratos e de coelhos é mais delgado e a cartilagem apresenta lacunas de condrócitos maiores com maior quantidade de condrócitos binucleados, quando comparadas à das demais espécies (Chiu et al., 2017).

A cartilagem auricular do rato, do coelho e de humanos é mais fina em comparação a do suíno e a do bovino e as propriedades biomecânicas da orelha de coelho, rato e humanas são semelhantes, embora as orelhas de bovinos e suínos sejam mais resistentes. A microestrutura da orelha humana se assemelha à do suíno e do bovino. No entanto, sua quantidade de glicosaminoglicanos e de colágeno se assemelha à da orelha do rato e do coelho. As propriedades mecânicas da cartilagem auricular humana são menores do que as do bovino e suíno e maiores que as orelhas do rato e do coelho. Mas, apesar das diferenças entre espécies, os pesquisadores consideram que a orelha humana apresenta mais semelhanças com a de coelhos, podendo esta ser utilizada como modelo para estudos humanos (Chiu et al., 2017).

Em medicina humana forense, as carcaças suínas são frequentemente utilizadas como modelo de estudo, pelos trâmites legais menos complexos para obtenção de carcaças suínas em comparação com cadáveres humanos e em decorrência das semelhanças entre as espécies suína e humana, como anatomia, cobertura da pele com pêlos, microbiota intestinal, massa corporal e processo de decomposição (Matuszewski et al., 2019). No entanto, baseando-se nos resultados obtidos por Chiu et al. (2017), a inclusão da orelha de coelho, neste estudo, parece ser mais apropriada, quando se pretende usá-la como modelo para o estudo da estimativa do IPM na espécie humana, com base nos ensaios da cartilagem auricular.

Além da espécie animal, a progressão da decomposição de um tecido é também influenciada pelas condições ambientais (Werner, 2011). No entanto, essas condições têm sido pouco exploradas nas pesquisas forenses relacionadas à estimativa do IPM, restringindo-se muitas

vezes às mensurações da temperatura do ar (Erlandsson e Munro, 2007) e na determinação do pH e do tipo de solo (Rogers et al. 2011; Rogers et al. 2014; Paulis et al. 2016).

OBJETIVOS

Objetivo Geral

Em diferentes períodos de exumação dos fragmentos das orelhas de coelhos, bovinos e suínos, ou seja, em conhecidos IPM, avaliar e comparar a perda de peso, de área e de cobertura de pelos, bem como avaliar e comparar as alterações microscópicas da cartilagem auricular ao longo da decomposição, sob as mesmas condições de temperatura e umidade do ar e de temperatura, umidade e pH do solo.

Objetivos específicos

- Analisar as características físico-químicas do solo do terreno onde as amostras de orelhas serão inumadas, bem como mensurar diariamente durante todo o experimento, a temperatura e a umidade do ar, a pluviosidade e a temperatura, umidade e pH do solo.
- Pesar e fotografar cada fragmento de orelha de cada espécie animal antes da inumação e no momento da exumação em cada intervalo *post mortem* (IPM).
- Em diferentes períodos de exumação, ou seja, em conhecidos IPM, até 30 dias para os fragmentos das orelhas de coelhos e até 60 dias para os fragmentos das orelhas de bovinos e de suínos, mensurar e comparar estatisticamente a porcentagem de perda de peso, de área e de pelagem das amostras, levando-se em consideração o tamanho e o peso do mesmo fragmento de orelha antes da inumação.
- Em cada IPM e para cada espécie animal, avaliar macroscopicamente a perda de pelagem, a perda de continuidade do tecido e a presença de fungos e de cera cadavérica em cada fragmento de orelha e a presença de artrópodes e/ou anelídeos em cada cova, a fim de determinar a frequência desses achados em cada IPM e para cada espécie animal.
- Avaliar macroscopicamente as características dos fragmentos das orelhas de coelhos, suínos e bovinos aos 150 dias de exumação.

- Em cada IPM e para cada espécie animal, obter secções histológicas seriadas dos fragmentos de orelhas, capturar as imagens em fotomicroscópio e com auxílio do software ImageJ 1.52, realizar a mensuração da espessura média da cartilagem auricular de cada espécie, comparando-as estatisticamente entre os diferentes IPM.
- Em cada IPM e para cada espécie animal, avaliar microscopicamente a cartilagem auricular de cada fragmento quanto à perda de afinidade tintorial, decréscimo de material nuclear, perda da arquitetura tecidual, além da presença de fungos e bactérias, a fim de determinar a frequência desses achados em cada IPM e para cada espécie animal.
- A partir de um estudo de regressão, elaborar uma equação matemática (linear ou não-linear), em função do tempo e das variáveis macroscópicas (peso, área do fragmento, área da pelagem), e microscópica (espessura da cartilagem), para cada espécie, com o objetivo de reproduzir um modelo estatístico adequado para estimar o IPM.

REVISÃO DE LITERATURA

5.1 Medicina Veterinária Forense

A medicina veterinária forense é uma área especializada, multidisciplinar e em crescente ascensão, evidenciada principalmente nas últimas décadas, pelo aumento significativo da conscientização da população sobre o direito e o bem-estar dos animais (Parry e Stoll, 2019) e pelo reconhecimento cada vez maior dos magistrados dos sistemas de justiça criminal e das instituições policiais (Touroo et al., 2018; FBI, 2020). Exemplo disso, seria a medida adotada pelo Departamento Federal de Investigação norte-americano (*Federal Bureau Investigation-FBI*), que implementou desde Janeiro de 2016 em sua linha investigativa, as infrações contra animais, ou seja, os delitos envolvendo animais estão classificados juntamente com outros crimes como homicídio e sequestro (FBI, 2020). No Brasil, em 2020, foi publicada a Lei federal nº 14.064/2020, conhecida como Lei Sansão, criada em virtude dos maus tratos sofridos pelo cão *pitbull* Sansão. Essa lei impactou positivamente o art. 32, da Lei nº 9.605/1998 (Lei do Meio Ambiente), aumentando as penas mínima e máxima, com multa e proibição de guarda. Deste modo, o Art. 32 da Lei nº 9.605/1998 descreve, in verbis: "*§1º-A. Quando se tratar de cão ou gato, a pena para as condutas descritas no caput deste artigo será de reclusão, de 2 (dois) a 5 (cinco) anos, multa e proibição da guarda*". Além do mais a pena é aumentada de um sexto a um terço, se ocorrer a morte do animal (Brasil, 2020).

A existência de associações, como a Associação Brasileira de Medicina Veterinária Legal-ABMVL (ABMVL, 2020) e o Fundo de Defesa Legal Animal (*The Animal Legal Defense Found-* ALDF), instituição norte americana que fornece assistência jurídica gratuita, treinamentos aplicados e oportunidade para estudantes e profissionais do direito para atuarem em processos criminais que envolvam animais (ALDF, 2020), também são indicativos do quanto a medicina veterinária forense está em constante crescimento, tanto no âmbito nacional quanto internacional.

Além desse reconhecimento pelos sistemas de justiça e associações, hoje em dia está bem estabelecida a relação entre crimes contra animais e violência doméstica (Merz-Perez et al., 2001; Parry e Stoll, 2019; ALDF, 2020). Em estudo conduzido por Merz-Perez et al. (2001), foram realizadas entrevistas com 90 detentos, instalados em um presídio de segurança máxima no estado da Flórida-EUA, onde 45 presos (50,0%) estavam detidos por conta de crimes violentos e os outros 45 presidiários (50,0%) por conta de atos não violentos. Foi demonstrado que 84,4% (76/90) dos detentos entrevistados, cometeram atos de crueldade com animais durante a infância e posteriormente praticaram violência contra seres humanos (Merz-Perez et al., 2001). Os resultados dessa pesquisa apoiam a ideia publicada pelo Fundo de Defesa Legal Animal (*The Animal Legal Defense Found,* ALDF), de que “pessoas que maltratam animais não param com animais”.

Nesse cenário de constante evolução, tem se observado o aumento das pesquisas científicas na área da medicina veterinária forense, em suas diversas esferas de estudo, como, por exemplo, a patologia forense (Rogers et al., 2011; Paulis et al., 2016; Brooks e Sutton, 2018), entomologia forense (Santos, 2018; McGarry et al., 2018), toxicologia (Marlet e Maiorka, 2010; Gwaltney-Brant, 2016) e diagnóstico por imagem (Bradley-Siemens e Brower, 2016; Watson e Heng, 2017). Além dos médicos veterinários de diferentes especialidades, as investigações criminais albergam profissionais capacitados de outras formações, como médicos e biólogos (Gwaltney-Brant, 2016; Watson e Heng, 2017; Kagan e Brooks, 2018). Por isso, a medicina veterinária forense tem sido considerada uma área multidisciplinar (Cooper e Cooper, 2008).

A patologia forense é um ramo da medicina forense em que os profissionais da área, denominados patologistas forenses, investigam as possíveis causas da morte por meio de avaliações macro e microscópicas (Touroo et al., 2018).

No momento da necropsia, o patologista forense deve ser capaz de identificar lesões macroscópicas relacionadas ou não à suspeita principal do caso, bem como, ter conhecimento adequado para coletar amostras para exames complementares, como histopatológico, toxicológico e microbiológico (Kagan e Brooks, 2018). Além de atuar diretamente nas investigações das possíveis causas do óbito, o patologista forense pode aplicar seus conhecimentos técnico-científicos para estimar o intervalo *post mortem* (IPM), a partir da identificação macro e microscópica das alterações cadavéricas temporais, precoces e tardias, em diferentes tecidos (Rogers et al., 2011; Kawashima et al., 2014; Brooks, 2016; Cantürk et al., 2017; Carrasco et al., 2017).

5.2 Decomposição cadavérica

A decomposição é um processo transformativo que se inicia imediatamente após o óbito, resultante de dois fenômenos cadavéricos naturais denominados autólise e heterólise (Brooks, 2016). Após o óbito, com a paralisação das funções cardiorrespiratórias, as trocas de oxigênio e nutrientes intracelulares cessam, o que leva ao estado de anóxia tecidual, seguida de degradação celular e liberação de enzimas lisossomais, como desoxirribonucleases, proteases e fosfatases (Werner, 2011; Croce e Junior, 2012), que causam autodigestão celular, lise tissular e acidificação do pH (Werner, 2011). Essas alterações cadavéricas descritas, são características da autólise (Croce e Junior, 2012; Brooks e Sutton, 2018).

Devido a degradação enzimática intrínseca dos componentes celulares e intersticial, é criado um ambiente ideal para a proliferação bacteriana e, assim, inicia-se a heterólise (Brooks e Sutton, 2018), uma transformação cadavérica destrutiva, resultante da ação de microrganismos aeróbios, anaeróbios e facultativos (Croce e Junior, 2012). Em consequência desses fenômenos, ao longo do processo de decomposição, diversas alterações macroscópicas *post mortem* ocorrem no cadáver (Wilson et al., 2007; Brooks e Sutton, 2018). Mediante a aplicação de técnicas forenses e a compreensão cronológica das fases transformativas do cadáver, pode-se estimar o IPM (Croce e Junior, 2012; Brooks e Sutton, 2018).

Deve-se salientar, no entanto, que apesar de haver uma sequência previsível dos estágios de decomposição (Brooks e Sutton, 2018), a progressão dessas alterações cadavéricas é dependente de diversas variáveis, como espécie animal (Probst et al., 2020), temperatura corporal, tamanho corporal, isolamento térmico do animal, estado nutricional (Werner, 2011),

localização geográfica, temperatura ambiente, umidade, pH e temperatura do solo, ação de agentes decompositores (Wilson et al., 2007) e da causa da morte (Brooks e Sutton, 2018).

Um exemplo das influências citadas acima, seria a comparação do processo de decomposição entre carcaças de suínos domésticos e de javalis selvagens (Probst et al., 2020). Foi demonstrado que as alterações cadavéricas ocorreram de maneira mais lenta nas carcaças de javalis, pelo fato dessa espécie ter pele e pelagem mais espessos, logo os períodos de ocorrências dos eventos cadavéricos estabelecidos para os suínos domésticos, não podem ser aplicados em javalis (Probst et al., 2020).

Com relação a influência dos fatores sazonais, um estudo realizado no sul dos Estados Unidos, demonstrou a ocorrência mais precoce das alterações *post mortem* iniciais, como inchaço, descoloração e desprendimento de pele, em cadáveres humanos durante o verão e outono, em comparação com os meses de inverno e primavera (Giles et al., 2020).

Além das variáveis citadas anteriormente, as propriedades físicas do solo também exercem importante influência na decomposição (Tumer et al., 2013). Basicamente, as partículas que formam o solo são classificadas em diferentes frações, de acordo com o seu tamanho: areia (2,00-0,02 mm), silte (0,02-0,002mm), e argila (<0,002mm), sendo possível quantificar essas frações por meio de uma análise granulométrica (Ruiz, 2005). Em seu estudo, Tumer et al. (2013), observaram decomposição mais precoce de membros pélvicos de suínos enterrados em solos argilosos, em comparação com solos arenosos.

6. Estadiamento do processo de decomposição

Três estudos, baseados na avaliação macroscópica dos fenômenos cadavéricos naturais, realizaram a graduação do processo de decomposição em diferentes estágios (Reed, 1958; Galloway et al., 1989; Gelderman et al., 2018). Os principais achados macroscópicos de cada etapa, dos diferentes estágios da decomposição proposto por cada autor, estão resumidos na tabela 1.

O primeiro a realizar essa graduação foi Reed (1958), com 43 carcaças de cães expostas em dois ambientes diferentes: área de floresta e área não arborizada. O experimento teve duração de um ano, e após as avaliações macroscópicas das carcaças, o processo de decomposição foi dividido em quatro estágios: 1) fresco, 2) inchado, 3) deteriorado e 4) seco (Reed, 1958). O último estágio (seco) caracterizou-se por discreta quantidade de tecido muscular remanescente

na carcaça e poucos artrópodes e agentes decompositores (Reed, 1958). No entanto, o próprio autor chamou atenção para às dificuldades em padronizar os limites iniciais e finais de cada etapa, principalmente a última etapa (seco) devido à falta de eventos cadavéricos nítidos que marcassem o começo e o fim desse estágio (Reed, 1958).

Posteriormente, outros autores modificaram a graduação proposta por Reed (1958), em estudos realizados com carcaças humanas (Galloway et al., 1989) e suínas (Wilson et al., 2007). Em caráter retrospectivo, Galloway et al. (1989) avaliaram as sequências do processo de decomposição cadavérica de 189 carcaças humanas expostas ao ar livre ou em ambientes fechados na região sul do Arizona-EUA. Os resultados desse estudo permitiram a graduação do processo em cinco estágios: 1) fresco, 2) decomposição inicial, 3) decomposição avançada, 4) esqueletização parcial e 5) decomposição intensa (Galloway et al., 1989).

Diferentemente dos outros dois estudos (Reed, 1958; Galloway et al., 1989), Wilson et al. (2007) enterraram carcaças suínas em três locais distintos (área de pastagem, floresta decídua e em terreno de vegetação xerófila) e as avaliações cadavéricas macroscópicas foram realizadas após 6, 12 e 24 meses de inumação. Por fim, uma escala de seis estágios foi ponderada: 1) fresco, 2) inchaço primário, 3) inchaço secundário, 4) decomposição ativa, 5) decomposição avançada e 6) esqueletização (Wilson et al., 2007).

Como descrito anteriormente, algumas diferenças são observadas entre as três classificações (Reed, 1958; Galloway et al., 1989; Wilson et al., 2007). Reed (1958) propôs uma graduação com quatro estágios, enquanto Galloway et al. (1989) e Wilson et al. (2007) propuseram estadiamentos com cinco e seis estágios, respectivamente. De acordo com os resultados de Reed (1958), o último estágio (seco) se inicia quando o inchaço *post mortem* da carcaça cessa, e termina quando os restos remanescentes de pele e musculatura se encontram secos. O desinchaço da carcaça é uma alteração cadavérica que marca o início do estágio 3 (decomposição avançada) da graduação feita por Galloway et al. (1989). Nessa etapa, os pesquisadores não observaram pele ou musculatura secas, diferindo da classificação anterior (Reed, 1958). Já na graduação proposta por Wilson et al. (2007), o desinchaço da carcaça marca o início do estágio 4 (decomposição intensa) e diferentemente das outras duas classificações, nessa etapa a pele e a musculatura ainda estão integras.

Alguns aspectos referentes à esqueletização da carcaça diferem-se entre os estudos de Wilson et al. (2007) e Galloway et al. (1989). Na graduação mais antiga, o processo é citado nos estágios 4 e 5, havendo discernimento entre os estágios precoces e tardios da esqueletização

da carcaça (Galloway et al., 1989). Aspectos como presença ou ausência de restos de pele ou musculatura e coloração dos ossos são levados em consideração no estadiamento do processo. No entanto, essa diferenciação não é considerada por Wilson et al. (2007), em que a esqueletização precoce e tardia é agrupada em um único estágio. Além disso, informações referentes à desarticulação dos membros do cadáver foram reportadas no estágio 3, proposto por Wilson et al. (2007), enquanto no estudo de Galloway et al. (1989), essa mesma alteração só foi reportada no último estágio de decomposição intensa.

Pelo fato de ter enterrado as carcaças, no estudo de Wilson et al. (2007) foi observado a formação de adipocere corporal, também conhecida como cera cadavérica formada pela hidrólise da gordura em ambientes anaeróbicos, nos estágios 5 e 6 da decomposição. Nas classificações prévias em que os cadáveres foram expostos em ambientes abertos (Reed, 1958; Galloway et al., 1989), tal alteração não foi observada. No entanto, a atividade de insetos não foi reportada no estudo em que as carcaças foram enterradas (Wilson et al., 2007), enquanto nas pesquisas realizadas em ambientes externos, os artrópodes foram observados nos estágios 3 e 4 (Reed, 1958) e estágio 3 (Galloway et al., 1989).

A graduação proposta por Wilson et al. (2007), para carcaças suínas exumadas em diferentes períodos, subdivide o processo de inchaço cadavérico em primário (estágio 2) e secundário (estágio 3). Essa subdivisão não é observada nos estadiamentos anteriores, que consideram o processo de inchaço da carcaça em apenas uma etapa da decomposição, portanto justifica-se a classificação mais atual ter um estágio a mais do que a anterior (Galloway et al., 1989) e duas a mais do que a mais antiga, que também não considera a esqueletização (Reed, 1958).

Cabe salientar que não há classificações errôneas, e sim critérios diferentes propostos na metodologia de cada pesquisador para cada espécie animal estudada e ambiente. No entanto, atualmente é bem aceito que a graduação feita por Galloway et al. (1989) é mais apropriada para avaliar carcaças expostas em ambientes abertos ou com intervalos *post mortem* mais longos e que a classificação de Wilson et al. (2007) se aplica melhor para corpos exumados e com IPM curtos (Brooks e Sutton, 2018).

Tabela 1. Alterações cadavéricas macroscópicas, de acordo com os diferentes estágios de decomposição, segundo Reed (1958), Galloway et al (1989) e Wilson et al. (2007).

Espécie	Metodologia	Estágios da decomposição						Autores
		1	2	3	4	5	6	
Canina	43 carcaças expostas em ambientes de floresta e área não arborizada, no período de um ano.	SA	Inchaço intenso da carcaça	Musculatura flácida, intensa atividade de insetos e perda de pêlos da pele	Carcaça seca	NA	NA	Reed (1958)
Humana	189 carcaças expostas ao ar livre ou em ambientes fechados, por seis meses.	SA	Inchaço da carcaça, ruptura da parede abdominal e perda de pele	Musculatura flácida, intensa atividade de insetos. Exposição óssea de < 50% do esqueleto	50% de esqueletização da carcaça	100% de esqueletização da carcaça e ossos intensamente esbranquiçados	NA	Galloway et al. (1989)
Suína	Carcaças inumadas em três locais distintos: pastagem, floresta decídua e terreno de vegetação xerófila, durante 12 meses.	SA	Alterações cadavéricas precoces (<i>rigor mortis</i> , <i>livor mortis</i>)	Carcaça inchada, extravasamento de líquidos pelos orifícios naturais e articulações íntegras	Esqueletização parcial (< 50%) e desarticulação de membros e cabeça	Perda considerável de pele, ausência de tecidos moles, > 50% de esqueletização da carcaça e desarticulação de articulações.	100% de esqueletização da carcaça	Wilson et al. (2007)

Legenda: SA (Sem alterações); NA (Não se aplica).

7. Intervalo *Post Mortem* (IPM)

O tempo decorrido entre o óbito e o momento em que o cadáver é encontrado, corresponde ao intervalo *post-mortem* (IPM), um dos tópicos de maior relevância na investigação criminal (Brooks, 2016; Maile et al., 2017).

Determinar o IPM permite ao perito fornecer informações para o serviço de inteligência investigativa, corroborar declarações das testemunhas (Maile et al., 2017), incluir ou excluir indivíduos de um grupo suspeito, estabelecer a veracidade das informações obtidas no depoimento (Brooks, 2016), reconstruir as circunstâncias em casos de morte ou homicídios (Young et al., 2013), além de fornecer informações importantes para o julgamento, como tempo de negligência e agressão (Brooks, 2016) e servir como evidência para as ações judiciais subsequentes (Maile et al., 2017). Pelo fato de ser uma prática rotineira e importante no contexto forense, diversas técnicas vêm sendo descobertas ou aprimoradas para melhorar a estimativa do IPM nas diversas áreas (Jaafar e Nokes, 1994; Cooper e Cooper, 2008; Rogers et al., 2014; Gwaltney-Brant, 2016; Carrasco et al., 2017; Watson e Heng, 2017; McGarry et al., 2018).

Alguns casos envolvem a identificação macroscópica das alterações cadavéricas que ocorrem nas primeiras horas após a morte, incluindo *livor mortis*, *rigor mortis*, alterações na coloração da pele e dos tecidos moles, embebição por hemoglobina, meteorismo *post mortem* (Brooks e Sutto, 2018) e avaliação química de fluidos corporais, como pH sanguíneo (Donaldson e Lamnont, 2013) e humor vítreo (Jashnani et al., 2010).

No entanto, em casos de decomposição cadavérica avançada, a precisão da estimativa do IPM se torna difícil, devido às alterações que ocorrem no cadáver pelos processos transformativos da decomposição (Bolton et al., 2015). Nessas circunstâncias, a avaliação morfológica de outros tecidos como polpa dentária (Vavpotič et al., 2009; Poór et al., 2016; Carrasco et al., 2017) e cartilagem (Rogers et al., 2011; Paulis et al., 2016), pode auxiliar na estimativa do IPM.

Por ser a estimativa do IPM, uma prática rotineira nas investigações forenses, diversos estudos foram desenvolvidos, com o objetivo de descobrir novos métodos, bem como, aprimorar as técnicas já existentes (Rogers et al., 2014; McGarry et al., 2017; Brooks e Sutton, 2018; Pittner et al., 2020^a). Porém, a estimativa do IPM continua a ser um grande desafio para a patologia forense, muitas vezes pela baixa aplicabilidade prática de alguns

métodos (Henssge e Madea, 2007) e nos casos em que o intervalo entre o exame da carcaça e o óbito passa de algumas semanas a meses (Wilson e Christenses, 2017).

7.1. Estimativa do intervalo *post mortem* (IPM)

7.1.1 Patologia Forense

Dentro da patologia forense, há várias formas de se tentar estimar o IPM. A partir de avaliações morfológicas de tecidos e órgãos, em diferentes estágios da decomposição, por exemplo, o patologista forense pode estimar o intervalo *post mortem* (Bolton et al., 2015; Brooks, 2016; Rogers et al., 2014; Carrasco et al., 2017). No entanto, para obter bons resultados nas análises é preciso conhecimento prévio sobre quais órgãos examinar, levando-se em consideração a resistência dos mesmos aos processos de decomposição cadavérica, ou seja, a capacidade destes tecidos de resistir a decomposição por períodos menores ou maiores (Brooks e Sutton, 2018).

A morfologia de diversos tecidos já foi avaliada com o objetivo de estimar o IPM (Bryant e Boekelheide, 2007; Vavpotič et al., 2009; Rogers et al., 2011; Kawashima et al., 2014; Stacy et al., 2015; Carrasco et al., 2017; Welson et al., 2020; Cecilliason et al., 2021).

Em estudo realizado por Erlandsson e Munro (2007), com 10 cães da raça beagle, submetidos a necropsia em cinco diferentes intervalos *post mortem*, e mantidos a temperatura mínima de 10,9°C e máxima de 16,8°C, foram demonstradas alterações temporais em pulmão, fígado, coração, vesícula biliar e tonsilas. Observou-se, por exemplo, perda do epitélio de revestimento do ducto biliar em amostras colhidas três dias após a morte, e nas amostras de 21 dias de IPM grande parte do tecido estava autolisado e inviável para análise morfológica (Erlandsson e Munro, 2007). Utilizando amostras de fígado humano, Cecilliason et al. (2021) estabeleceram um sistema de graduação para o processo de decomposição hepática, baseado em achados histológicos temporais, como perda do núcleo de hepatócitos, comprometimento da arquitetura celular e das estruturas da tríade portal.

Outro estudo avaliou testículos de ratos, que também apresentaram alterações microscópicas em função do tempo *post mortem*, como na morfologia dos túbulos seminíferos e das células de Sertoli e Leydig (Bryant e Boekelheide, 2007). Nos casos em que o período entre a morte e a identificação do cadáver é curto, ou seja, entre 14 e 48 horas, a estimativa do IPM por meio de achados cadavéricos oculares se mostrou eficaz (Kawashima et al., 2014; Cantürk et al.,

2017). Alterações como aumento da opacidade córnea (Kawashima et al., 2014; Cantürk et al., 2017), interrupção da segmentação vascular e reação da pupila a fármacos causadores de midríase e miose, como adrenalina e pilocarpina respectivamente, em diferentes IPM (Jaafar e Nokes, 1994), são algumas das alterações observadas em estudos com olhos humanos.

Alterações temporais do tecido muscular, também já foram avaliadas em pesquisas com humanos (Tavichakorntrakool et al., 2008) e cães (Stacy et al., 2015; Yahia et al., 2018), e os resultados demonstraram que o tecido pode ser uma boa opção para estimar o IPM. Em um desses estudos, foram colhidas amostras de músculo esquelético de dez cães sem raça definida, e por meio da análise histológica foi observada redução das estriações musculares no IPM entre 4h e 12h (Yahia et al., 2018). Após um período *post mortem* de 24h, o citoplasma das miofibrilas apresenta-se hipereosinofílico, com ausência de estriações e núcleo picnótico, e no IPM de 72h o citoplasma apresenta-se vacuolizado e fragmentado (Yahia et al., 2018).

Com a progressão dos processos transformativos da decomposição, a precisão da estimativa do IPM se torna mais difícil (Bolton et al., 2015). Nesses casos, a avaliação morfológica de outros tecidos mais resistentes à decomposição, como a polpa dentária (Vavpotič et al., 2009; Poór et al., 2016; Carrasco et al., 2017) e a cartilagem (Rogers et al., 2011; Alibegović, 2014^a; Paulis et al., 2016), pode ser mais promissora para a estimativa do IPM.

A polpa dentária é um tecido localizado na região interna dos dentes, constituída por vasos sanguíneos e nervos, responsável por funções proprioceptivas, sensoriais e imunológicas (Yu e Abbott, 2007). Estudos forenses que envolvem a caracterização morfológica da polpa dentária humana, com o objetivo de estimar o IPM, avaliam as alterações histológicas do tecido em intervalos *post mortem* definidos, que incluem mensuração da densidade média de odontoblastos (Vavpotič et al., 2009) e propriedades nucleares dessas células, como afinidade tintorial e perda do material nuclear, ao longo do tempo (Carrasco et al., 2017). Outros componentes do tecido, incluindo fibras de colágeno, vasos sanguíneos e linfáticos também são avaliados (Carrasco et al., 2017).

As cartilagens articular e auricular já foram utilizadas em algumas pesquisas forenses, realizadas em diferentes condições ambientais e durante períodos *post mortem* longos, com objetivo de estimar o IPM, a partir de análises morfológicas do tecido, e apresentaram resultados promissores (Rogers et al., 2011; Rogers et al., 2014; Paulis et al., 2016).

Em um desses estudos, membros pélvicos de suínos foram enterrados a 20cm de profundidade em solo arenoso e com pH médio de 5,5 (Rogers et al., 2011). Durante as primeiras semanas,

alterações na coloração e perda gradual da cartilagem foram achados macroscópicos frequentes. Na última semana (nona semana), havia perda considerável de tecidos moles e exposição das superfícies articulares (Rogers et al., 2011).

Posteriormente, Rogers et al. (2014) enterraram membros pélvicos de suínos, caprinos e bovinos, a uma profundidade de 20cm, durante duas estações diferentes do ano em diferentes períodos. Após a realização de microscopia eletrônica por varredura (MEV), foram identificados cristais ortorrômnicos, compostos por carbono, oxigênio, magnésio e fósforo, entre o 22º e o 42º dias de intervalo *post mortem*. De acordo com os pesquisadores, essa análise poderia ser utilizada, juntamente com outras técnicas, para estimar o IPM (Rogers et al., 2014).

A decomposição da cartilagem auricular, no entanto, somente parece ter sido analisada em um estudo, realizado por Paulis et al. (2016) em que 70 orelhas de coelhos foram avaliadas em períodos *post mortem* distintos (0, 5, 10, 15, 20, 25 e 30 dias). Alterações macroscópicas progressivas como perda da cobertura de pêlo e tecidos moles adjacentes à cartilagem, bem como, redução de textura foram observadas ao longo do experimento. Na avaliação microscópica, foi observada perda gradual de material nuclear dos condrócitos e perda da afinidade tintorial da cartilagem (Paulis et al., 2016). Apesar dos resultados indicarem que a cartilagem auricular é um tecido adequado para estimativa do IPM, em períodos *post mortem* de até 30 dias, a ausência de ensaios em outras espécies animais, a fim de comparar a taxa de decomposição entre elas, limita o uso dos dados desse estudo para outras espécies.

A avaliação da densidade óssea em diferentes IPM foi recentemente considerada uma técnica promissora na estimativa do IPM, principalmente nos casos em que a carcaça está totalmente esqueletizada. Neste estudo, além de outras técnicas forenses como a quantificação do DNA e dos elementos inorgânicos do osso, a densidade do tecido ósseo de fêmures de bovinos foi avaliada em diferentes períodos *post mortem*. Observou-se que a densidade dos ossos tendeu a reduzir até os seis meses, mas para IPM maiores, os resultados devem ser mais investigados (Nagai et al., 2020).

A imunohistoquímica (IHQ) é uma técnica que a partir da combinação de antígeno e anticorpo, permite a detecção da expressão de proteínas localizadas nas células, sendo frequentemente utilizada, por exemplo, na oncologia (Ramos-Vara e Borst, 2016). Em investigações forenses, a IHQ se mostrou eficaz para auxiliar na estimativa do IPM (Wehner et al., 2001; Welson et al., 2020). Tecidos pancreáticos, provenientes de seres humanos, foram

submetidos a análise IHQ (Wehner et al., 1999; Wehner et al., 2001). Os resultados demonstraram que as células endócrinas pancreáticas apresentam expressão IHQ para o glucagon nos cadáveres com até seis dias de IPM (Wehner et al., 2001) e expressão para a insulina nos cadáveres com até 12 dias de IPM (Wehner et al., 1999). A imunoexpressão de glucagon e de insulina foi negativa nos cadáveres com IPM superior a 14 e 30 dias, respectivamente (Wehner et al., 1999; Wehner et al., 2001). Posteriormente, um estudo realizou, além da detecção IHQ de insulina e glucagon no pâncreas, análise imunohistoquímica para calcitonina e tireoglobulina na tireoide (Ortmann et al., 2017). Os resultados comprovaram que a expressão IHQ de glucagon e de insulina é negativa após 12 e 18 dias, respectivamente e a imunoexpressão de calcitonina e de tireoglobulina é negativa após oito dias de IPM (Ortmann et al., 2017).

Por outro lado, a expressão IHQ do gene BCL2 (*B-cell lymphoma 2*) desaparece mais rapidamente após o óbito. A imunoexpressão de BCL2 no coração, nos rins e nos testículos de ratos, começou a reduzir após 24 horas de IPM, não havendo imunoexpressão após 96 horas de IPM (Welson et al., 2020). Outros marcadores imunoistoquímicos como KL1, S100, vimentina e CD45 também já foram estudados em amostras de encéfalo, pulmão e fígado (Lesnikova et al., 2018). Os resultados demonstraram que os tecidos apresentaram imunoexpressão desses marcadores até três dias após a morte (Lesnikova et al., 2018).

7.1.2 Entomologia forense

A entomologia forense é uma área importante das investigações médico-legais, e compreende o estudo da população de artrópodes associados a um cadáver (Anderson, 1995). O cadáver evolui de um estado fresco, imediatamente após o óbito, para um estágio totalmente esqueletizado, durante a cronologia natural da decomposição (Gelderman et al., 2018), e devido aos odores e gases liberados, em cada estágio, diferentes espécies de insetos são atraídas para a carcaça, e utilizam-na como recurso alimentar e local de reprodução e desenvolvimento larval (McGarry, 2018). Portanto, o cadáver pode albergar ao longo do processo de decomposição, diferentes espécies de artrópodes (Easton e Smith, 1970; Anderson, 1995; Pittner et al., 2020^b; Ries et al., 2020) e todos os estágios de desenvolvimento dos mesmos (ovo, larva, pupa e adultos) (Santos, 2018; Pittner et al., 2020^b).

A colonização do cadáver pelos artrópodes é feita em ordem cronológica previsível, o que faz da entomologia forense uma área importante para o estudo e estimativa do IPM (Joseph et al.,

2011; Brundagel e Byrd, 2016; Santos, 2018; McGarry, 2018). No entanto, vários fatores têm influência nesta colonização, como ambiente (Easton e Smith, 1970; Simmons et al., 2010), clima, região geográfica (McGarry, 2018; Ries et al., 2020) e espécie animal (Watson e Carlton, 2005).

Uma pesquisa caracterizou a população de artrópodes, em diferentes estações do ano, em três espécies de animais selvagens: urso marrom (*Ursus americanus luteolus Griffith*), veado-da-cauda-branca (*Odocoileus virginianus*) e jacaré-norte-americano (*Alligator mississippiensis*) (Watson e Carlton, 2005). Foram colhidos exemplares de *Calliphoridae* em todas as espécies, no segundo dia *post mortem* durante o inverno, exceto nas carcaças de jacaré. Além disso, um número menor de espécies foi isolado da carcaça dos jacarés durante o outono (43 espécies), em comparação com o veado-da-cauda-branca (63 espécies) e urso marrom (49 espécies), provavelmente pelo fato da carcaça desses animais terem poucos sítios de oviposição (Watson e Carlton, 2005).

A localização geográfica também exerce influência no estabelecimento da população de artrópodes na carcaça, visto que, em cadáveres humanos, as espécies *Protophormia terraenovae* e *Phaenica sericata*, foram identificadas exclusivamente em áreas rurais e urbanas, respectivamente (Anderson, 1995). Um estudo realizado no norte da Inglaterra caracterizou a comunidade de artrópodes em 70 carcaças de animais, incluindo cão, gato, coelho, furão e galinha. As espécies *Calliphora vicina* e *Lucila sericata* foram observadas em todos os animais, provavelmente, pelo fato dessas espécies de moscas serem comuns nessa região da Inglaterra (McGarry, 2018).

Em pesquisa recente realizada no sul do Brasil, foi avaliada a composição (abundância, e diversidade) e a sucessão da população de besouros em carcaças de suínos domésticos, expostas em local de pastagem, em diferentes estações do ano. Foi observado predomínio de besouros necrófagos (*Necrobia rufipes*, e *Dermestes maculatus*) e onívoros (*Dyscinetus dubius*, e *Alphodiinae* sp.) durante o verão, no estágio de esqueletização da carcaça. No inverno, todas as categorias ecológicas (predador, necrófago, onívoro e incidental) estavam presentes (Ries et al., 2020).

7.1.3 Bioquímica forense

A análise de componentes bioquímicos de vários tecidos e órgãos é um método importante para auxiliar na estimativa do IPM (Jashnani et al., 2010; Donaldson e Lamont, 2013; Wilson e Christensen, 2017; Tozzo et al., 2020; Zissler et al., 2020).

Nos últimos anos, estudos avaliaram os padrões de degradação proteica, seguindo uma ordem cronológica, em diferentes tecidos como músculos esquelético e cardíaco (Pittner et al., 2020^a), cartilagem, ossos, rim, fígado, tireoide, pâncreas e encéfalo (Pittner et al., 2016; Jellinghaus et al, 2017; Zissler et al., 2020), como parâmetro para a estimativa do IPM.

O músculo esquelético, por exemplo, é um tecido presente em grande quantidade em um cadáver e capaz de resistir à decomposição *post mortem* por mais tempo, se comparado à outros órgãos. Além disso, é de fácil acesso nos exames forenses e, por isso, tem grande potencial na estimativa do IPM (Pittner et al., 2016; Pittner et al., 2020^a). A análise da degradação das proteínas musculares de baixo e alto peso molecular, pelos métodos de Western Blot e gel SDS-PAGE (*Sodium Dodecyl Sulphate-Polyacrylamide Gel Electrophoresis*) respectivamente, mostrou ser um método eficaz para auxiliar na estimativa do IPM, em diferentes estágios da decomposição (Pittner et al., 2015; Foditsch et al., 2016). As diversas proteínas existentes no tecido muscular apresentam diferentes taxas de decomposição.

No músculo bíceps femoral de suínos, observou-se degradação precoce dos níveis de titina 1 (10,1-17,9 horas *post mortem*) e nebulina 1 (40,8-64,8 horas *post mortem*). Proteínas como desmina e SERCA 1 foram mais resistentes à degradação e seus níveis permaneceram detectáveis até 198 e 218,5 horas *post mortem*, respectivamente. Nesse mesmo estudo, os níveis de alfa-actina e tropomiosina permaneceram estáveis, ou seja, não degradaram durante 10 dias *post mortem* (Pittner et al., 2015). A relação de proteínas colágenas e não colágenas (Co/Nco) dos ossos, pode ser mensurada a partir de espectrofotometria, e por meio das colorações histológicas de Sirius Red (colágenos tipo 1, e 5), e Fast green (proteínas não-colágenas) (Jellinghaus et al, 2017). Em fêmures de suínos, submetidos a um ambiente sem influências sazonais, foi estudada por meio dos métodos citados acima a relação Co/Nco em diferentes IPM, sendo observada a redução dessas proteínas ente 56 e 84 dias *post mortem* (Jellinghaus et al, 2017).

A avaliação das taxas de degradação do DNA, em função do tempo, também se mostrou um método adequado para estimar o IPM, por meio de várias técnicas como citometria de fluxo (Williams et al., 2015), reação em cadeia da polimerase em tempo real (RT-PCR) (Nagai et al., 2020), polimorfismo de comprimento de fragmento (RFLP-DNA), e eletroforese em gel de célula única (Tozzo et al., 2020). Utilizando citometria de fluxo, Williams et al. (2015), analisaram a fragmentação do DNA de amostras de encéfalo e baço humanos, entre os IPM de 0 e 96 horas. Foi demonstrado aumento proporcional na degradação dessas moléculas, e a comparação entre os dois tecidos demonstrou uma fragmentação mais lenta do DNA nos tecidos encefálicos (Williams et al., 2015).

A expressão *post mortem* de genes relacionados com a apoptose, por RT-PCR em tempo real, mostrou ser também um método adequado para estimar o IPM. No estudo de Nosh (2020), amostras de fígados de ratos foram colhidas imediatamente após a eutanásia e às 3, 6, 9, 12, 18, e 24 horas *post mortem*. Foi demonstrado que a expressão de caspase 3 aumentou proporcionalmente no período de 3 a 24 horas *post mortem*, já os genes da proteína X associada a moléculas pró-apoptóticas (*BCL-2 associated protein*) aumentaram entre 3 e 18 horas *post mortem* e reduziram após 24h.

Após o óbito, a queda nas concentrações sanguíneas de oxigênio altera o metabolismo celular para anaeróbico. Dessa forma, a glicólise anaeróbica aumenta as concentrações plasmáticas de ácido láctico e NADH, dois metabólitos que podem ser utilizados com êxito na determinação do IPM (Donaldson e Lamont, 2013). Em amostras de sangue colhidas de carcaças de ratos e suínos, foi observada redução do pH sanguíneo entre o intervalo *ante mortem* (pH 7,45) e *post mortem* (pH 6,1 após 24h e pH 5,1 após 96h), e aumento das concentrações plasmáticas de amônia, ácido úrico e hipoxantina às 9h, 48h, e 32h de IPM, respectivamente.

Além dos componentes sanguíneos, as análises dos constituintes bioquímicos dos ossos, como bário (Nagai et al., 2020), citrato (Wilson e Christensen, 2017), agrecanos da cartilagem (Bolton et al., 2015) e dos metais alcalinos (potássio e sódio) e alcalinos terrosos (cálcio e magnésio) do humor vítreo (Jashnani et al., 2010), também se mostram eficazes na estimativa do IPM. No estudo de Wilson e Christensen (2017), os teores de citrato em costelas de suínos foram inversamente proporcionais ao IPM, ou seja, quanto maior o IPM menor foi o conteúdo de citrato. Em relação aos agrecanos, o tamanho dessas moléculas reduziu significativamente por meio da análise de Western Blot, após 21 dias de IPM, em amostras de cartilagens articulares de suínos previamente enterradas (Bolton et al., 2015).

O humor vítreo é uma substância semilíquida, localizada entre o cristalino e a retina, que possui em sua constituição, elementos mensuráveis para determinação do IPM, como potássio (Farmer et al., 1985; Jashnani et al., 2010), cálcio (Mihailović et al., 2020), magnésio, e sódio (Farmer et al., 1985). De acordo com Jashnani et al. (2010), as concentrações vítreas de potássio no humor vítreo humano aumentam de forma linear nas primeiras horas e permanecem até 50h após a morte. No entanto, as concentrações de magnésio, cálcio e sódio do humor vítreo apresentaram aumento muito discreto no período de 12h, sendo menos eficazes do que o potássio para a estimativa do IPM (Farmer et al., 1985). No entanto, no estudo mais recente de Mihailović et al. (2020), foi demonstrado aumento constante nas concentrações de cálcio do humor vítreo, no período de três horas *post mortem*. Uma equação polinomial de primeiro grau, ou linear, entre o IPM e a concentração de cálcio foi estabelecida. No entanto, o coeficiente de determinação ($R^2= 46,8\%$), demonstrou que essa correlação não era tão forte, e assim os pesquisadores concluíram que a dosagem apenas do cálcio no humor vítreo é insuficiente para se ter confiabilidade na estimativa do IPM (Mihailović et al., 2020).

7.1.4. Microbiologia forense

A análise das alterações sucessivas da comunidade microbológica, nos diferentes estágios da decomposição cadavérica, vem apresentando resultados satisfatórios na determinação do IPM e alguns fatores externos como tipo de solo, espécie animal, ambiente e estação do ano, devem ser levados em consideração nesse tipo de análise (Dickson et al., 2011; Metcalf et al., 2013; Damann et al., 2015; Hauther et al., 2015; Fu et al., 2019; Metcalf et al., 2019).

Em carcaças de ratos enterradas em solo arenoso, *Lactobacillus* Spp. e *Bacterioides* Spp., foram abundantes durante o estágio enfisematoso na cavidade abdominal dos animais. Após a ruptura da musculatura abdominal, agentes aeróbicos como as *Pseudobacterias* e *Alphaproteobacterias*, além das anaeróbias facultativas, tornaram-se numerosas (Metcalf et al., 2013). Resultado semelhante foi observado por Li et al. (2021), em que o gênero *Lactobacillus* Spp., foi o mais abundante em amostras colhidas de ratos no estágio enfisematoso, no entanto, após a ruptura da musculatura abdominal as bactérias predominantes foram *Enterococcus* Spp., e *Proteus* Spp (Li et al., 2021).

A comunidade bacteriana foi diferente em um experimento realizado com três cabeças de suínos submersas no mar (porto de Otago, região sudeste da Nova Zelândia), em diferentes

estações do ano (Dickson et al., 2011). Nesse estudo, houve predomínio das *Proteobactérias*, *Firmicutes*, *Fusobacterias* e *Actinobactérias*, demonstrando a influência do ambiente marinho no estabelecimento da comunidade bacteriana própria (Dickson et al., 2011). Em cadáveres encontrados muitos meses após o óbito e, conseqüentemente, em avançado estado de decomposição, o uso de certas técnicas forenses não se mostra eficaz para estimar o IPM (Vavpotič et al., 2009; Cantürk et al., 2017; Brooks e Sutton, 2018). No entanto, a análise da microbiota de ossos humanos apresentou resultados satisfatórios na estimativa do IPM mais avançado (Damann et al., 2015). Pela classificação genômica do DNA, extraído de carcaças em diferentes fases da decomposição cadavérica, foi possível determinar que as bactérias provenientes de carcaças parcialmente esqueletizadas, mantiveram perfil semelhante a composição de bactérias do intestino humano, principalmente as proteobactérias. Já em carcaças totalmente esqueletizadas e secas, as bactérias mantinham um perfil semelhante as comunidades do solo (Damann et al., 2015).

Além das bactérias, a caracterização de fungos em diferentes estágios da decomposição também se mostrou eficaz na estimativa do IPM (Fu et al., 2019). Nesse estudo, carcaças de suínos foram expostas a dois ambientes distintos: 1) ambiente fechado e armazenado em caixas de plástico, 2) local aberto e em contato com o solo. Durante os primeiros estágios da decomposição, as espécies *Candida xylopsi*, *Ascomucota sp.*, e *Thermoascus aurantiacus* foram dominantes nos cadáveres expostos ao ambiente fechado, e a espécie *Yarrowia lipolytica* nas carcaças localizadas em local aberto, sendo que com a progressão do processo de decomposição houve redução de todas as comunidades fúngicas nos cadáveres expostos ao ambiente fechado, e a espécie *Y. lipolytica* aumentou gradativamente nesses mesmos estágios, nas carcaças localizadas no ambiente externo (Fu et al., 2019).

7.1.5 Emprego de equações matemáticas na estimativa do IPM

Como relatado anteriormente, há vários métodos que podem ser empregados para estimar o intervalo *post mortem* (Bolton et al., 2015; Brooks, 2016; McGarry, 2018; Metcalf et al., 2019). No entanto, no início de uma investigação criminal os peritos forenses precisam estimar um IPM, mesmo que seja preliminar, a fim das autoridades, por exemplo, incluírem ou excluírem pessoas de um grupo suspeito e verificarem a veracidade das informações obtidas no depoimento (Brooks, 2016; Maile et al., 2017), uma vez que a obtenção do IPM, pelas técnicas descritas anteriormente, em geral demanda maior período de tempo.

Com o objetivo de providenciar aos investigadores uma estimativa preliminar e confiável do período *post mortem*, Vass (2011), baseado em sua experiência pessoal no estudo da decomposição do corpo humano, propôs duas fórmulas matemáticas para estimativa do IPM, em ambientes aeróbicos e anaeróbicos (figuras 1 A e B).

A) Equação 1 (ambiente aeróbico)=	$\frac{1285 \times (\text{decomposição}/100)}{0,0103 \times \text{temperatura} \times \text{umidade}}$
B) Equação 2 (ambiente anaeróbico)=	$\frac{1285 \times (\text{decomposição}/100) \times 4,6 \times \text{adipocere}}{0,0103 \times \text{temperatura} \times \text{umidade}}$

Figura 1. Fórmulas matemáticas propostas por Vass (2011) para estimativa do intervalo *post mortem* em ambientes aeróbicos (A) e anaeróbicos (B), onde os valores 1285, 0,0103 representam o DGA e efeito da umidade na taxa de decomposição, respectivamente. A constante 4,6, na equação B, equivale a desaceleração da decomposição em ambientes anaeróbicos.

Para a elaboração da equação em ambientes providos de oxigênio (equação 1), o pesquisador considerou variáveis que influenciam diretamente na decomposição cadavérica humana, como temperatura e umidade do solo. Além disso, duas constantes foram usadas: 1) dia acumulado (1285) e 2) efeito da umidade do solo na taxa de decomposição (0,0103) (Vass, 2011). A primeira constante foi determinada com base nos graus de dias acumulados (GDA), em função da temperatura ambiente externa e liberação de ácidos graxos voláteis (AGVs) pelos tecidos moles dos cadáveres. De acordo com Vass (2011), após 1285 GDA a liberação de AGVs cessa. O segundo valor (0,0103) foi calculado empiricamente pelo pesquisador, após anos de estudos da decomposição do corpo humano, com base no efeito da umidade do solo e na taxa de decomposição cadavérica em ambientes aeróbicos (Vass, 2011).

A equação utilizada para ambientes desprovidos de oxigênios (equação 2) também levou em consideração a temperatura e a umidade do solo na taxa de decomposição. No entanto, foi adicionada à fórmula a porcentagem da adipocere corporal (cera cadavérica formada pela hidrólise da gordura em ambientes anaeróbicos). Três constantes foram usadas nessa equação: 1) GDA (1285), 2) efeito da umidade do solo na taxa de decomposição (0,0103) e 3) a

desaceleração do processo de decomposição em ambientes anaeróbicos, representada pelo número 4,6 (Vass, 2011).

O valor 1285 foi obtido com base nos GDA, em função da temperatura ambiente e liberação de AGVs pelos tecidos moles dos cadáveres abaixo da superfície em ambiente anaeróbico. A constante 0,0103 foi obtida empiricamente, com base no efeito da umidade do solo na taxa de decomposição cadavérica em ambientes anaeróbicos. Vass (2011) determinou o valor 4,6 com base em experimentos comparativos, realizados por ele durante anos, da taxa de decomposição de cadáveres humanos expostos na superfície e enterrados.

Por fim, as duas equações levam em consideração o estado de decomposição corporal, logo é preciso estipular um valor entre 1-100, baseado nas alterações cadavéricas macroscópicas, que seja representativo do estágio de decomposição do corpo (Vass, 2011).

Alguns pesquisadores aplicaram as equações propostas por Vass (2011), a fim de validar o seu uso para a estimativa do IPM. Em seu estudo, Cockle e Bell (2015) selecionaram 42 casos, em que os cadáveres foram encontrados em ambiente aberto (aeróbico) e possuíam o período *post mortem* conhecido. Após aplicação da equação 1, para ambientes aeróbicos, os resultados demonstraram que a fórmula superestimou o IPM real dos corpos em até 30 vezes, em climas com temperaturas mais elevadas, e subestimou em até três vezes nos climas frios (Cockle e Bell, 2015).

A fim de validar a constante 4,6 utilizada na equação 2 (ambientes anaeróbicos), Cockle e Bell. (2015) compararam a velocidade relativa da taxa de decomposição entre corpos enterrados e encontrados na superfície. Os resultados demonstraram que a taxa de degradação corporal, nos estágios iniciais do processo de decomposição, foi discretamente mais rápida nos corpos enterrados (1,3 a 3 vezes). No entanto, à medida que o IPM aumentou, os tempos de decomposição se mostraram muito variados, onde por vezes a velocidade de decomposição dos corpos superficiais foi maior do que a dos corpos enterrados e vice-versa. Portanto, devido a essa inconsistência nos valores observados em períodos *post mortem* tardios, os pesquisadores concluíram que a razão de 4,6, proposta para representar a desaceleração da decomposição, não pode ser validada (Cockle e Bell, 2015).

Posteriormente, Maile et al. (2017) empregaram a equação 1 (ambientes aeróbicos), proposta por Vass. (2011), em 19 cenas de óbitos em que o IPM era conhecido em dois estados americanos. Nesse estudo, todos os corpos foram encontrados dentro de casa, sendo 10 casos (10/19) no Havaí e nove casos (9/19) em Nebraska. Em sua metodologia, Maile et al. (2017)

classificaram o estado de decomposição corporal de acordo com a perda de tecidos moles (0,1%-100%) em: fresco (0,1%-5%), inchado (5%-10%), decomposição inicial (10%-50%) e decomposição avançada (>50%), e dados referentes a temperatura e umidade do ar também foram colhidas.

Após reunir as informações necessárias (estado de decomposição cadavérica, umidade e temperatura do ar), os valores foram aplicados na equação 1, para ambientes aeróbicos, proposta por Vass. (2011), juntamente com as constantes (1285 e 0,0103) e o IPM foi calculado. Em todos os nove casos avaliados em Nebraska, a estimativa do IPM foi precisa em 100% (9/9) das cenas de crime, e no Havaí a acurácia da equação foi de 60% (6/10) (Maile et al., 2017). De maneira geral, a equação apresentou acurácia de 79% (15/19). No entanto, os pesquisadores reiteraram a necessidade de expandir a avaliação para mais cenas de crime, antes que a equação possa ser validada para uso de rotina, principalmente para corpos expostos à ambientes externos (Maile et al., 2017).

8. Cartilagem

8.1 Tipos e características do tecido cartilaginoso

De modo geral, os tecidos conjuntivos são estruturas tridimensionais formadas por células móveis e fixas, cercadas por extensa matriz extracelular (MEC) constituída por proteínas, por substância fundamental e por líquidos. De acordo com a composição da MEC, cada tipo de tecido conjuntivo adquire suas características próprias (Samuelson, 2007). A cartilagem, por exemplo, é uma forma especializada de tecido conjuntivo. Características como flexibilidade e resistência às diferentes formas de cargas, como tensão, cisalhamento e compressão às diferencia dos outros tipos de tecidos conjuntivos (Watkins, 2009).

Na cartilagem, os condrócitos são o único tipo de célula residente (Samuelson, 2007; Gentili e Cancedda, 2009). Eles são considerados células especializadas, metabolicamente ativas e responsáveis pela produção e manutenção da MEC (Fox et al., 2009; Gentili e Cancedda, 2009). Os condrócitos se localizam em espaços, entremeados na própria MEC, denominados lacunas (Watkins, 2009; Chiu et al., 2017). No interior dessas lacunas, as células podem se arranjar de maneira individual ou em grupos de dois ou mais condrócitos (Watkins, 2009), sendo que o tamanho das mesmas varia entre as cartilagens auriculares de humano, bovino, suíno, coelho e rato (Chiu et al., 2017).

A cartilagem pode ser classificada em três subtipos: 1) elástica, 2) hialina e 3) fibrocartilagem, com base na morfologia do tecido pelas colorações de safranina-O e azul de toluidina (Naumann et al., 2002) e pelo tipo de colágeno e quantidades de fibras elásticas presentes na matriz extracelular (Samuelson, 2007; Alibegović et al., 2014^b).

A cartilagem do tipo elástica contém uma rede densa de fibras elásticas na MEC, o que a proporciona maior elasticidade se comparada aos demais tipos de cartilagem (Watkins, 2009). Órgãos como a orelha externa (Zopf et al., 2015; Chiu et al., 2017), tubas auditivas, laringe e epiglote são formadas por esse tipo de cartilagem (Samuelson, 2007). A cartilagem auricular de humanos e suínos em resposta a cargas compressivas, apresenta comportamento elástico não-linear de rigidez, devido às fibras elásticas da MEC (Zopf et al., 2015), diferentemente da cartilagem articular (hialina) que tem elasticidade reduzida devido a menores proporções de fibras elásticas em sua MEC (Fox et al., 2009).

As características histológicas e as propriedades mecânicas e bioquímicas da cartilagem auricular variam entre as espécies (tabela 2) (Chiu et al., 2017). A orelha humana apresenta mais semelhanças com a de coelho, apesar das diferenças entre as espécies (Chiu et al., 2017).

Tabela 2. Diferenças morfológicas entre a cartilagem auricular de diferentes espécies animais e humana, de acordo com Chiu et al. (2017).

Espécie	Pericôndrio	Matriz extracelular	Tamanho das lacunas de condrócitos	Característica dos condrócitos	Propriedades mecânicas
Humana	Predomínio de COL tipo 1. Espessura de $150\mu\text{m}^2$	Predomínio de COL tipo 2 Discretas quantidades de GAGS	$150\mu\text{m}^2$	Ausência de células binucleadas e vacúolos intracitoplasmáticos	Moderada rigidez às forças externas de compressão e tração
Coelho	Predomínio COL tipo 1 Espessura de $80\mu\text{m}^2$	Predomínio COL tipo 2 Discretas quantidades de GAGS	$550\mu\text{m}^2$	Presença de células binucleadas e vacúolos intracitoplasmáticos	Baixa rigidez às forças externas de compressão e tração
Bovino	Predomínio COL tipo 1 Espessura de $200\mu\text{m}^2$	Predomínio COL tipo 2 Grandes quantidades de GAGS	$200\mu\text{m}^2$	Ausência de células binucleadas e vacúolos intracitoplasmáticos	Elevada rigidez às forças externas de compressão e tração
Rato	Predomínio COL tipo 1 Espessura de $130\mu\text{m}^2$	Predomínio COL tipo 2 Discretas quantidades de GAGS	$450\mu\text{m}^2$	Presença células binucleadas e vacúolos intracitoplasmáticos	Baixa rigidez às forças externas de compressão e tração
Suíno	Predomínio COL tipo 1 Espessura de $220\mu\text{m}^2$	Predomínio COL tipo 2 Grandes quantidades de GAGS	$100\mu\text{m}^2$	Ausência de células binucleadas e vacúolos intracitoplasmáticos	Rigidez às forças externas de compressão e tração alta

GAGS: Glicosaminoglicanos; COL: Colágeno

A cartilagem do tipo hialina, por sua vez, é o tipo mais comum e ocorre nas superfícies articulares ósseas (Fox et al., 2009; Rogers et al., 2011), anéis traqueais e focinho (Samuelson, 2007). Sua MEC é formada por uma rede de colágeno e fibras embebidas em proteoglicanos (Watkins, 2009). Pelo fato de ter menos fibras elásticas em sua MEC, a cartilagem hialina tem elasticidade menor se comparada à cartilagem elástica. No entanto, apresenta maior resistência aos diversos tipos de tensão (Fox et al., 2009). A cartilagem articular é do tipo hialina formada pelas zonas superficial, média, profunda e calcificada (Fox

et al., 2009). Na zona média, as fibras de colágeno se organizam na MEC de maneira oblíqua e os condrócitos são esféricos e de baixa densidade, o que faz essa zona ser resistente às forças de compressão (Fox et al., 2009).

Por fim, a fibrocartilagem é a menos comum entre os três tipos de cartilagem (Watkins, 2009). Ela se localiza no menisco (Naumann et al., 2002), discos intervertebrais, sínfise púbica e nas inserções ligamentosas e tendinosas (Benjamin e Evans, 1990). Na avaliação histológica realizada por Nauman et al. (2002), o tecido fibrocartilaginoso do menisco apresentou-se mais metacromático pela coloração azul de toluidina, em comparação aos outros tipos de cartilagem. A MEC da fibrocartilagem é constituída predominantemente por uma rede densa e regular de fibras de colágeno, dispostas paralelamente entre si (Watkins, 2009).

Com exceção da fibrocartilagem, ao longo de suas margens externas, as cartilagens apresentam-se revestidas por tecido conjuntivo fibroso conhecido como pericôndrio (Samuelson, 2007). O pericôndrio desempenha papel na cicatrização do tecido cartilaginoso, como demonstrado em estudos realizados com cartilagens do tipo elástica (Duynstee et al., 2002) e hialina (Engkvist e Wilander, 1979). Durante o processo de cicatrização a camada mais externa do pericôndrio aumenta a espessura do tecido conjuntivo fibroso e a camada mais interna fornece as células condroprogenitoras que formarão o novo tecido cartilaginoso (Duynstee et al., 2002).

A maior parte da cartilagem é formada pelos seus componentes extracelulares, que se localizam em um material semelhante a um gel denominado MEC (Gentili e Cancedda, 2009). A MEC é composta por uma rede entrelaçada de heteropolissacarídeos (glicosaminoglicanos e proteoglicanos) e proteínas fibrosas (colágeno, elastina, fibronectina e laminina). No entanto, em condições de normalidade o principal constituinte da MEC das cartilagens é a água (Samuelson, 2007; Gentili e Cancedda, 2009).

Os glicosaminoglicanos (GAGS) são heteropolissacarídeos extracelulares, nos quais uma de suas unidades monossacarídicas é um ácido urônico e a outra um amino-açúcar N-acetilado (Nelson e Cox, 2004). Essas moléculas estão presentes nos diferentes tipos de cartilagem (Samuelson, 2007; Chiu et al., 2017) e fornecem viscosidade, adesividade e resistência à MEC. Pelo fato de apresentarem alta densidade de carga negativa, atraem sódio de maneira osmoticamente ativa e, conseqüentemente, uma grande quantidade de água para a MEC (Nelson e Cox, 2004).

Em estudo realizado por Chiu et al. (2017) a quantidade de GAGS da MEC da cartilagem auricular de diferentes espécies animais, foi mensurada pela coloração azul 1,9-dimetilmetileno, e foi concluído que a MEC da cartilagem auricular de suínos e bovinos apresenta maiores quantidades de GAGS em comparação à de humanos, ratos e coelhos.

Outro heteropolissacarídeo presente na MEC dos diferentes tipos de cartilagem, são os proteoglicanos (PGS) (Roughley, 2006). Os PGS são macromoléculas formadas por uma proteína principal e vários GAGS ligados de maneira covalente a sua estrutura (Nelson e Cox, 2004). A cartilagem contém vários PGS como agrecanos, decorina, biglicano, fibromodulina e lumican, que tem suas funções determinadas pela proteína principal e suas cadeias de GAGS (Roughley, 2006). Os agrecanos, por exemplo, ao interagirem com o colágeno presente na MEC, contribuem para o desenvolvimento da força de tensão do tecido (Nelson e Cox, 2004). Já a decorina, biglicano, fibromodulina e lumican contribuem na manutenção da integridade da cartilagem (Roughley, 2006). Em associação com os PGS, o colágeno, a elastina e a fibronectina formam uma rede reticulada e fornecem força e resistência à MEC (Nelson e Cox, 2004).

O colágeno é uma proteína encontrada na MEC e nas regiões pericelular e celular das cartilagens do tipo elástica, hialina e fibrocartilagem (Naumann et al., 2002; Fox et al., 2009; Zopf et al., 2015). Sua principal função é conferir força ao tecido (Naumann et al., 2002). Os tipos predominantes de colágenos, são variados entre os tipos de cartilagem (Benjamin e Evans, 1990; Fox et al., 2009; Chiu et al., 2017) e as regiões anatômicas do tecido (Naumann et al., 2002). Na cartilagem auricular (elástica) e articular (hialina), o colágeno tipo 2 é o mais abundante na MEC (Fox et al., 2009; Chiu et al., 2017), enquanto o colágeno tipo 1 está presente em maior quantidade na MEC do menisco (Naumann et al., 2002) e dos discos intervertebrais, tecidos formados por fibrocartilagem (Benjamin e Evans, 1990).

Diferenças em relação ao padrão de distribuição (MEC, região pericelular e região celular) dos tipos de colágeno nas cartilagens também são observadas (Samuelson, 2007). Por imunomarcção, foi possível quantificar maior quantidade de colágeno do tipo 10, por exemplo, na região pericelular e na MEC das cartilagens auricular (elástica) e articular (hialina), respectivamente (Naumann et al., 2002). O menisco (fibrocartilagem), por sua vez, foi negativo para o colágeno do tipo 10 em todas essas regiões (Naumann et al., 2002). Nesse mesmo estudo, o menisco apresentou imunomarcção para o colágeno do tipo 1 na MEC e nas regiões pericelular e celular. No entanto, a cartilagem auricular (elástica) apresentou

imunomarcção discreta para o colágeno do tipo 1 nas regiões pericelular e celular e a cartilagem articular (hialina) apresentou imunomarcção para o colágeno do tipo 1 somente na MEC (Naumann et al., 2002).

8.2 Análise da cartilagem para estimativa do intervalo *post mortem* (IPM).

As pesquisas referentes ao uso da cartilagem nas práticas forenses, a fim de determinar o IPM, em geral realizam avaliação macroscópica e microscópica do tecido, após a exposição em diferentes ambientes e intervalos de tempo (Rogers et al., 2011; Rogers et al., 2014; Paulis et al., 2016). Mas, há estudos que também propõem a avaliação da integridade molecular do ácido ribonucleico (RNA) (Marchuk et al., 1998), e dos constituintes da MEC, como agreganos, proteoglicanos e colágeno (Bolton et al., 2015; Alibegovic et al., 2019; Zhou et al., 2019), em diferentes IPM, também com o propósito de estimar o IPM.

Algumas características como o baixo requerimento de oxigênio e nutrientes, resistência dos condrócitos à acidose e hipóxia, bem como, proteção contra bactérias saprófitas conferida pelas fibras densas da MEC, fazem da cartilagem um tecido importante para a estimativa do IPM, principalmente em casos de decomposição cadavérica avançada (Alibegović et al., 2014^b).

Após o óbito, a difusão de nutrientes da MEC, presente em grande quantidade no tecido cartilaginoso, permite ainda a sobrevivência dos condrócitos por longos períodos (Alibegović et al., 2014^b). Em seu estudo, Alibegović et al (2014^b) avaliou a viabilidade de condrócitos extraídos de cartilagem articular de cadáveres humanos, sem histórico de doença articular prévia, cultivados em meio de cultura *Dulbecco's modified eagle medium* (DMEM) com antibiótico, sem a troca do meio até o final do experimento, para tentar simular as condições *post mortem*. Nessa pesquisa, os condrócitos foram submetidos a 4°C, 11°C, 23°C e 35°C e a viabilidade verificada a cada três dias, durante o período de dois meses, observou-se que a viabilidade dos condrócitos mantidos a 4°C foi pior quando comparada às células mantidas a 11°C, alcançando 5% de viabilidade no período de 50-56 dias. A partir desses resultados, sugere-se que a viabilidade dos condrócitos possa ser utilizada como parâmetro para estimativa do IPM, mas com a ressalva de que essa técnica deve ser validada em cadáveres expostos às condições ambientes presentes na natureza (Alibegović et al., 2014^b).

Utilizando amostras de cartilagem articular humana, Alibegovic et al. (2019), avaliaram a degradação das macromoléculas da MEC durante o período de 36 dias. Por meio da coloração de safranina-O sem *fast green*, os pesquisadores concluíram que a intensidade tintorial da MEC das amostras diminuiu proporcionalmente com a fragmentação dos proteoglicanos ao longo do tempo (Alibegovic et al., 2019).

A partir da técnica bioanalítica de espectroscopia de infravermelho transformada de Fourier (FTIR), foi demonstrado redução nas quantidades de colágeno e PGS, por meio de variações espectrais, em uma amostra de cartilagem anular humana, no período de 36h (Zhouru et al., 2019). Em outro estudo, a integridade das moléculas de RNA (mensageiro e ribossômico) em amostras de cartilagem articular de coelhos, mantidas a temperatura de 4°C, foi avaliada por eletroforese em gel agarose corada com brometo de etídio e por *Northern blot*. Após 96h de IPM, não foi constatada degradação significativa dessas moléculas nas amostras de cartilagem (Marchuk et al., 1998). Os resultados desses estudos demonstraram que a avaliação dos constituintes da MEC e do RNA pode ajudar na estimativa do IPM (Marchuk et al., 1998; Bolton et al., 2015; Alibegovic et al., 2019; Zhou et al., 2019).

Em estudo realizado por Rogers et al (2011), membros pélvicos de suínos foram enterrados há 20cm de profundidade em solo arenoso e com pH médio de 5,5. As articulações foram examinadas nos intervalos de quatro, sete, 10 e 13 semanas. Nas primeiras semanas, alterações na coloração e perda gradual da cartilagem foram achados macroscópicos frequentes. Na última semana, havia perda considerável de tecidos moles e exposição das superfícies articulares. Histologicamente, com aproximadamente nove semanas de IPM, as amostras apresentaram perda da afinidade tintorial e redução progressiva do material nuclear. Com 12 semanas, as amostras estavam inviáveis para análise (Rogers et al., 2011).

Posteriormente, Rogers et al (2014), enterraram membros pélvicos de suínos, bovinos e caprinos, há 20cm de profundidade, em solo arenoso, nos respectivos intervalos: quatro, 11, 14, 18, 22, 25, 28, 32 e 42 dias. O experimento ocorreu em três estações diferentes do ano (inverno, primavera e verão), a fim de verificar a variação sazonal. Por meio de microscopia eletrônica de varredura (MEV), foi observada a formação de cristais nas amostras de cartilagem articular entre a terceira e a sexta semanas de intervalo *post mortem*, independente da estação do ano e da espécie animal estudada. Sugeriu-se que os cristais sejam produzidos por bactérias *Comamonas* sp., identificadas nas amostras. Além disso, foi observado que os cristais desapareceram quando a cartilagem é exposta à mistura solo/água e ao ambiente

ácido. Segundo os pesquisadores, essa análise poderia ser utilizada, juntamente com outras técnicas, para estimar o IPM, particularmente entre a terceira e a sexta semanas após o óbito (Rogers et al., 2014).

Além da cartilagem articular, a cartilagem auricular também tem sido apontada como boa fonte de tecido para os estudos do IPM, pela facilidade de obtenção, em cadáveres humanos ou em modelos animais experimentais, e por não ser susceptível aos processos inflamatórios e degenerativos *in vivo*, comuns na cartilagem articular (Chiu et al., 2017). No entanto, parece haver somente um estudo que avaliou a decomposição da cartilagem auricular para estimar o IPM (Paulis et al., 2016). Nesta pesquisa, orelhas de coelhos foram enterradas e exumadas a cada cinco dias, durante o período de 30 dias, para avaliação da coloração, textura e cobertura de tecido mole, além da avaliação microscópica dos núcleos de condrócitos.

Apesar da cartilagem ser um tecido com potencial uso para a avaliação do IPM, as pesquisas forenses que estudam a cartilagem são escassas e muitas vezes não levam em consideração diferenças entre espécies e variáveis como temperatura e umidade do solo e do ar e pH do solo (Rogers et al., 2011; Rogers et al., 2014; Paulis et al., 2016). Além disso, os resultados das pesquisas que utilizaram a cartilagem articular não devem ser extrapolados para a cartilagem auricular ou vice-versa, uma vez que elas apresentam arquitetura e composição da MEC distintas (Nimeskern et al., 2016).

MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi realizado em terreno aberto, submetido à preparação prévia para remoção da vegetação superficial e colheita do solo para análise físico-química. O terreno utilizado situa-se na área do Hospital da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais, cidade de Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil (19°52'14.7"S 43°58'30.0"W). O período de realização do experimento foi entre os meses de julho e setembro, correspondentes ao inverno no Brasil, do ano de 2020.

Obtenção das orelhas e formação dos grupos

Foram utilizados 8 pares de orelhas de coelhos, bovinos e suínos de raças, sexo e idades semelhantes, colhidas de oito animais, totalizando 16 orelhas por espécie (figura 2). As orelhas das espécies suína e bovina foram obtidas de abatedouros localizados em Belo Horizonte, Minas Gerais, e as orelhas de coelhos do abatedouro da Fazenda Experimental

Professor Hélio Barbosa, da Universidade Federal de Minas Gerais, localizada em Igarapé, Minas Gerais. As orelhas foram colhidas logo após o abate dos animais, armazenadas em sacos plásticos individualizados e transportadas acondicionadas em caixa térmica, com gelo reciclável, até o Laboratório de Histopatologia.



Figura 2. Orelhas das espécies animais usadas neste estudo. (A) coelho, (B) bovino e (C) suíno.

Todas as orelhas tiveram a base, o ápice e as laterais descartadas, a fim de se obter mais homogeneidade entre a espessura das amostras. Cada par de orelha do mesmo animal foi seccionado, com bisturi, com auxílio de régua, em partes iguais, cada uma medindo 3x2 cm, sendo que cada amostra correspondeu a um intervalo *post mortem* distinto. Todas as amostras, independentemente da espécie animal, permaneceram envoltas por pele com pêlos. De cada par de orelhas de cada coelho foram obtidas oito amostras para cada intervalo *post mortem*, ou seja 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30 e 150 dias (figura 3A). A escolha de um menor tempo de análise para as orelhas de coelho, baseou-se nos achados de Paulis et al. (2016). De cada par de orelhas de cada bovino e suíno foram obtidas 12 amostras para cada intervalo *post mortem*, ou seja, 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35, 40, 50, 60 e 150 dias (figura 3B e C).

Um grupo de amostras, correspondente ao 8º fragmento da orelha de cada coelho e ao 12º fragmento da orelha de cada bovino e suíno, foi destinado a 150 dias de experimentação, a fim de acompanhar a decomposição total das amostras. No tempo zero, as amostras não foram enterradas e foram utilizadas como controle para as análises microscópicas.

As amostras destinadas aos diferentes IPM foram distribuídas de forma aleatória, respeitando, dessa forma, o princípio da casualização das unidades experimentais (Sampaio, 2015).



Figura 3. A) Esquema da divisão das orelhas de coelho, B) bovino, e C) suíno. Cada amostra foi escolhida aleatoriamente para representar um intervalo *post mortem* (IPM). O par de orelhas de cada coelho originou 8 amostras para representar 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30 e 150 dias de IPM e o par de orelhas de cada bovino e suíno originou 12 amostras para representar 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35, 40, 50, 60 e 150 dias de IPM.

Análise físico-química do solo

As amostras das orelhas foram enterradas em terreno aberto. Previamente, o local foi limpo para remoção da vegetação rasteira e dividido em três áreas iguais, uma ao lado da outra, que foram destinadas a cada espécie animal. O terreno apresentava uma área total de 22,95 m², que foi dividida em três sub-áreas de aproximadamente 7,65 m², sendo cada uma delas destinada a uma espécie animal.

Para a análise físico-química do solo, foram colhidas 10 amostras de cada uma das três sub-áreas, com auxílio de uma sonda-terra e em sentido cruzado, totalizando aproximadamente 300g de solo por área, como ilustrado na figura 4.

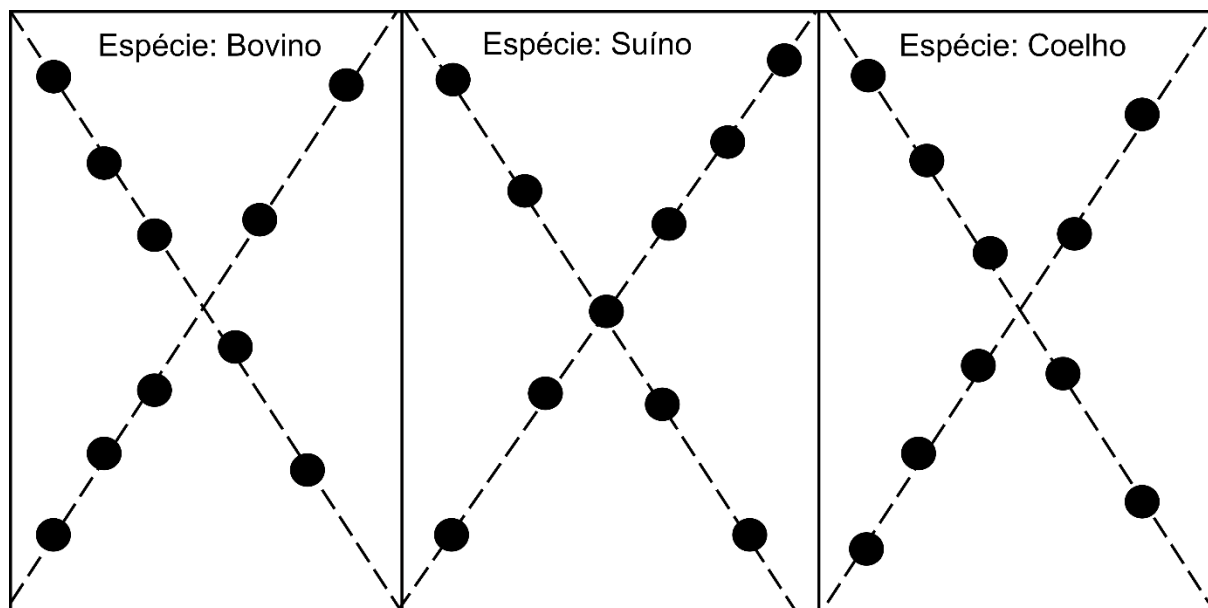


Figura 4. Esquema realizado no terreno, onde as amostras de orelhas de cada espécie animal foram enterradas, demonstrando como a colheita das amostras de solo foi realizada para posterior análise físico-química. A área foi subdividida em três sub-áreas para cada espécie animal, com colheita do solo em esquema cruzado. O tracejado representa o sentido da colheita e os círculos escuros representam os pontos de colheita das amostras.

As 10 amostras de cada sub-área foram colocadas em um balde limpo, misturadas e homogêneas manualmente e identificadas. As análises de pH, condutividade, matéria orgânica, argila dispersa, densidade de partículas, textura e água do solo foram realizadas no Laboratório de Geomorfologia do Instituto de Geociências da Universidade Federal de Minas Gerais. Os resultados das análises do solo foram obtidos, levando-se em consideração o guia prático de análises de solo elaborado pela Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA, 2015).

Além disso, durante todo o período experimental, foi realizada diariamente, sempre nos mesmos horários pela manhã e à tarde, a mensuração do pH, da temperatura e da umidade do solo, bem como, do índice pluviométrico, da temperatura e da umidade do ar, com o uso de medidores digitais, exceto para a análise pluviométrica (figura 5). A análise diária do solo foi realizada em cada sub-área em que as amostras de coelho, bovino e suíno foram enterradas.

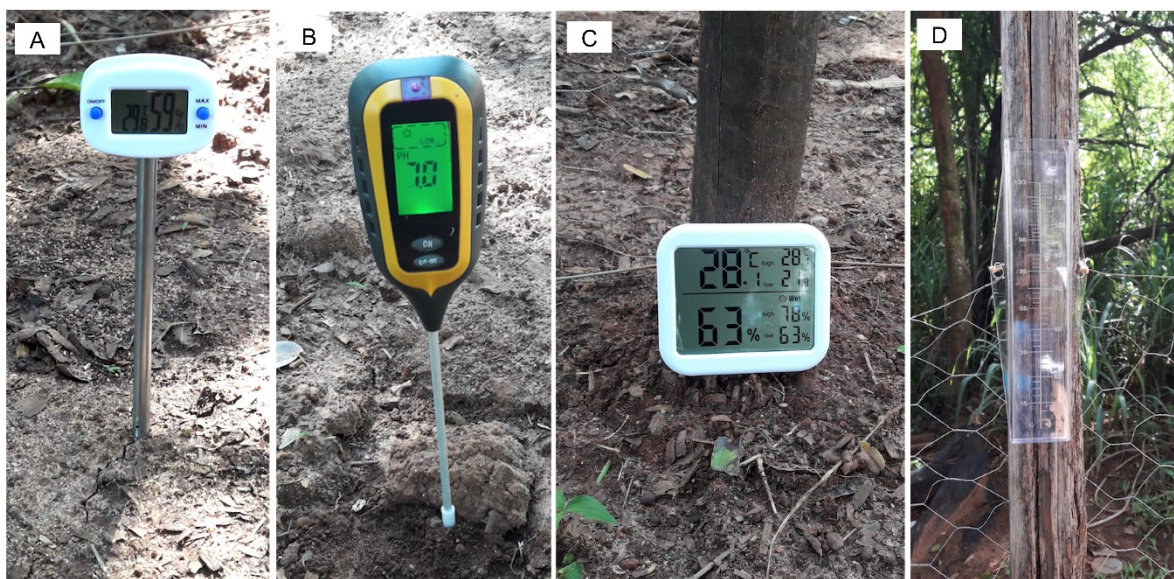


Figura 5. Equipamentos utilizados para mensuração dos parâmetros do solo e do ar A) termômetro digital utilizado para medir temperatura e umidade do solo, B) pHmetro digital, C) medidor de umidade e temperatura do ar digital, e D) pluviômetro utilizado para medir a quantidade de água precipitada durante o período experimental.

Metodologia antes e após a exumação das amostras

Em cada uma das duas sub-áreas, destinadas às amostras de bovinos e suínos, foram preparadas 11 covas, de 20x20x20 cm de profundidade, largura e altura (figura 6A). Em cada uma das covas, correspondentes a cada intervalo *post mortem*, ou seja, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35, 40, 50, 60 e 150 dias foram depositadas oito amostras de orelhas, sendo uma amostra de cada animal. As 8 amostras correspondentes ao dia zero não foram enterradas.

Na sub-área reservada para as amostras de coelhos, foram preparadas sete covas (figura 6A). Em cada uma das covas, correspondentes a cada intervalo *post mortem*, ou seja, 5, 10, 15, 20, 25, 30 e 150 dias foram depositadas oito amostras de orelhas, sendo uma de cada animal. As 8 amostras correspondentes ao dia zero não foram enterradas.

As amostras de orelha foram enterradas dentro de cassetes histológicos de plástico adaptados, com dimensões internas de medindo 3cm x 2,5 cm, com tampa removível e orifícios grandes, a fim de permitir o contato do solo com a amostra (figura 6B). Foi realizada a identificação da amostra no cassete antes das mesmas serem enterradas, uma vez que cada amostra foi

fotografada e pesada antes e após à colheita, a fim de calcular a perda de peso e de área sofridas pelo processo de decomposição *post mortem* em cada um dos IPM.

As amostras de cada IPM foram enterradas uma ao lado da outra. As covas foram cobertas por terra e identificadas de acordo com o nome da espécie e o dia da colheita (figura 6C). As covas somente foram abertas no dia da colheita correspondente a cada IPM, com exceção da cova dos 150 dias que foi aberta e fechada periodicamente para acompanhar e registrar o dia de decomposição total da amostra.

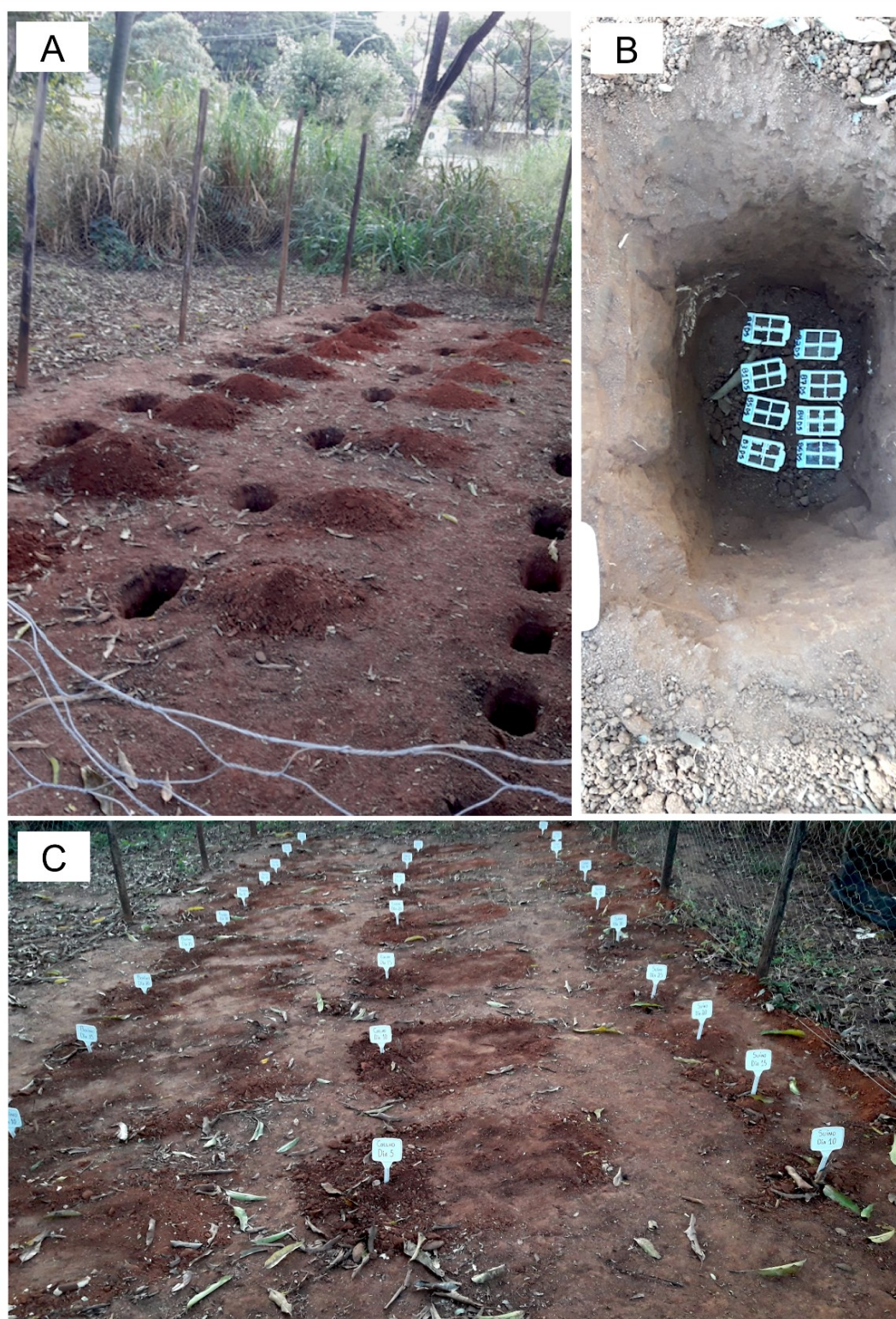


Figura 6. Terreno utilizado para realização do experimento. A) Covas destinadas as amostras, B) Amostras de orelha no interior de cassetes plásticos dentro de uma das covas, e C) covas fechadas e identificadas com a espécie e o dia da colheita.

Análise macroscópica

Em cada IPM, foi realizada a análise macroscópica de cada amostra de orelha das três espécies animais. Foi observada a presença ou ausência dos seguintes achados: perda de pelagem (até 25%, de 25 a 50%, de 50 a 100%), perda de continuidade do tecido (até 25%, de 25 a 50%, de 50 a 100%) e presença de fungo e de cera cadavérica. Em cada cova, foi observada a presença ou ausência de artrópodes e/ou anelídeos. Por fim, para cada espécie animal, em cada IPM, foi calculada a frequência (%) de cada achado *post mortem*.

Antes de serem enterradas, as amostras foram devidamente identificadas, pesadas em balança de precisão e fotografadas. Após exumadas, as amostras de cada espécie, foram limpas com pincel para remoção do solo, pesadas e fotografadas novamente. O valor do peso da amostra ao final de cada IPM foi subtraído do valor do peso inicial dessa mesma amostra antes de ser enterrada, a fim de determinar a porcentagem de perda de peso durante a decomposição.

O registro fotográfico das amostras, feito antes e após à exumação, foi realizado de ambos os lados de cada fragmento, com o auxílio de uma câmera Canon Powershotsx 530[®] acoplada a um estereomicroscópio Zeiss[®] (Lupa) nos aumentos de 2,5× e 4×. As imagens capturadas foram analisadas pelo software ImageJ 1.52 (The National Institute of Health, EUA; <http://imagej.nih.gov/ij>), para mensuração da área das amostras e da área coberta por pelagem. Em cada IPM, o valor da área das amostras e da área coberta por pelagem de cada fragmento antes de ser enterrado foi subtraído dos valores obtidos no momento da exumação, com o objetivo de determinar a porcentagem de área e de pelagem perdida durante a decomposição.

Análise histomorfométrica

Após a análise macroscópica, cada amostra de orelha de cada IPM foi seccionada em três fragmentos de aproximadamente 0,2mm de espessura, a fim de obter amostras das extremidades e do meio do fragmento, levando-se em consideração que o processo de decomposição não é uniforme em toda a amostra. Esse material foi processado pela técnica rotineira de inclusão em parafina, seguida de microtomia, para obtenção de secções histológicas de 4µm de espessura. Em seguida, as secções histológicas foram coradas pela hematoxilina e eosina. As amostras também foram coradas pela técnica de PAS (do inglês *Periodic Acid-reactive Schiff*), para facilitar e confirmar a visualização de fungos. O protocolo dessas técnicas está descrito nos anexos.

Com um fotomicroscópio de luz Eclipse E200, Nikon[®], na objetiva de 10× e 40×, foram obtidas de cada amostra, três imagens, sendo que duas imagens foram capturadas das extremidades e uma imagem foi capturada da região central da amostra, ampliando dessa forma a área analisada microscopicamente. As três imagens foram capturadas de todas as amostras de cada um dos IPM, incluindo o dia zero, e de cada espécie animal.

Nas secções histológicas, a mensuração da espessura da cartilagem auricular foi realizada com o auxílio do software ImageJ 1.52. Foram obtidas as medidas em 30 pontos aleatórios, para obtenção da espessura média da cartilagem de cada amostra. Essa análise foi realizada em todas as amostras de cada um dos IPM, incluindo o dia zero, e de cada espécie animal. Além disso, as três imagens da cartilagem obtidas de cada amostra, foram avaliadas com relação à perda de afinidade tintorial, decréscimo de material nuclear, perda da arquitetura tecidual, além da presença de fungos e bactérias, a fim de determinar a frequência desses achados em cada IPM e para cada espécie animal.

Análise estatística

As premissas de normalidade das variáveis analisadas foram verificadas pelos testes de Bartlett e Shapiro Wilk, considerando a hipótese de normalidade quando $p \geq 0,05$ (Sampaio, 2015).

Para as variáveis porcentagem de perda de peso, perda da área de pelagem e da área da amostra, foi utilizado o delineamento inteiramente casualizado, em arranjo de parcelas subdivididas. Foi realizada a análise de variância (ANOVA), para verificar se houve significância entre as alterações macroscópicas, nos diferentes intervalos *post mortem*, em função da espécie, tempo e interação espécie x tempo. Realizou-se o teste de Tukey e diferenças foram consideradas significativas quando $p < 0,05$ (Sampaio, 2015).

O modelo estatístico utilizado para a análise foi: $Y_{ijk} = \mu + a_i + e_{ik} + b_k + ab_{jk} + E_{ijk}$

Onde: μ =média geral, a_i =efeito do fator A, e_{ik} =erro associado a parcela, b_k =efeito do fator B, ab_{JK} =efeito da interação entre A e B e E_{ijk} =erro experimental associado à subparcela.

Com o objetivo de estabelecer um modelo matemático que melhor explicasse a correlação entre as variáveis dependentes porcentagem de peso perdida, porcentagem de área perdida e porcentagem de pelagem perdida e o tempo (variável independente), foi realizado um estudo de regressão.

Para a variável espessura da cartilagem, o delineamento foi em blocos ao acaso. Foi realizada a ANOVA, para verificar se houve significância entre a espessura da cartilagem nos diferentes IPM, em função do tempo, e pelo teste de Tukey as diferenças foram consideradas significativas quando $p < 0,05$ (Sampaio, 2015).

O modelo estatístico utilizado para a análise foi: $Y_{ji} = \mu + t_i + b_j + e_{ij}$

Onde: μ =média geral, a_i =efeito do fator A, b_j =efeito do bloco e e_{ik} =erro associado a parcela

Foi realizada análise de regressão, com o objetivo de avaliar o grau de correlação entre o tempo (variável independente) e a espessura da cartilagem (variável dependente), e assim determinar um modelo matemático (linear ou não-linear), que melhor explicasse a essa correlação.

A correlação entre as variáveis foi classificada de acordo com os valores do coeficiente de determinação (R^2), em forte (0,7-0,9), moderada (0,5-0,7) e fraca ($< 0,5$) (Sampaio, 2015). Os valores de R^2 , foram utilizados em porcentagem nesse estudo.

RESULTADOS

Análise do solo e parâmetros ambientais

As características físico-químicas do solo estão apresentadas na tabela 3. De acordo com a avaliação granulométrica da terra (areia grossa, areia fina, silte e argila), o solo foi considerado argilo-arenoso. Os valores de magnésio e cálcio foram considerados altos, e o teor de fósforo, pelo extrator de Mehlich-1, em função do teor de argila (amostra 1:418,1mm; amostra 2:404,3mm; amostra 3:411,0mm), foi considerado médio. Por fim, o pH do solo foi classificado como neutro (tabela 3).

Tabela 3. Resultados laboratoriais da análise físico-química do solo.

Análise Física	
Análise	Resultado
Granulométrica	Argilo- arenoso
Análise Química	
Análise	Resultado
pH	7,0
Cálcio	6,4 mg/dm ³
Fósforo	7,9 mg/dm ³
Magnésio	2,3 mg/dm ³

Durante o período experimental de julho a setembro de 2020, a temperatura média geral do solo foi de $23,5^{\circ}\text{C} \pm 2,28^{\circ}\text{C}$, sendo que no período da manhã a temperatura média foi de $21,6^{\circ}\text{C} \pm 2,26^{\circ}\text{C}$ e no período da tarde de $25,5^{\circ}\text{C} \pm 2,78^{\circ}\text{C}$. No mesmo período, a umidade média geral do solo foi de $54,9\% \pm 3,70\%$, onde os valores nos períodos da manhã e da tarde corresponderam a $55,4\% \pm 3,98\%$ e $54,5\% \pm 4,52\%$, respectivamente. O pH do solo se mostrou neutro ($7,0 \pm 0,0$) durante todo o período experimental (figura 7).

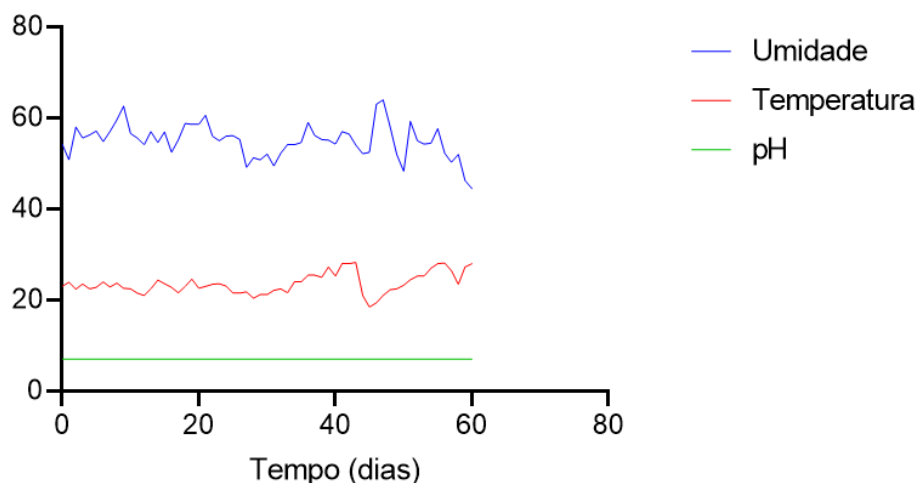


Figura 7. Média diária da temperatura, umidade e pH do solo no local em que as amostras de orelhas de coelho, bovino e suíno foram enterradas durante o período experimental (julho-setembro de 2020)

A temperatura média do ar, durante os meses do experimento, foi de $23,2^{\circ}\text{C} \pm 1,57^{\circ}\text{C}$, em que no período da manhã a temperatura foi de $22,0^{\circ}\text{C} \pm 1,51^{\circ}\text{C}$ e na parte da tarde de $24,3^{\circ}\text{C} \pm 2,03^{\circ}\text{C}$. A umidade média geral foi de $52,3\% \pm 3,04\%$, sendo a umidade geral no período da manhã de $54,5\% \pm 3,97\%$ e no período da tarde de $50,3\% \pm 5,11\%$. Durante os 60 dias de experimentação, apenas no 46º dia foi registrada a presença de chuva, sendo 10 milímetros, o índice pluviométrico na área experimental (figura 8).

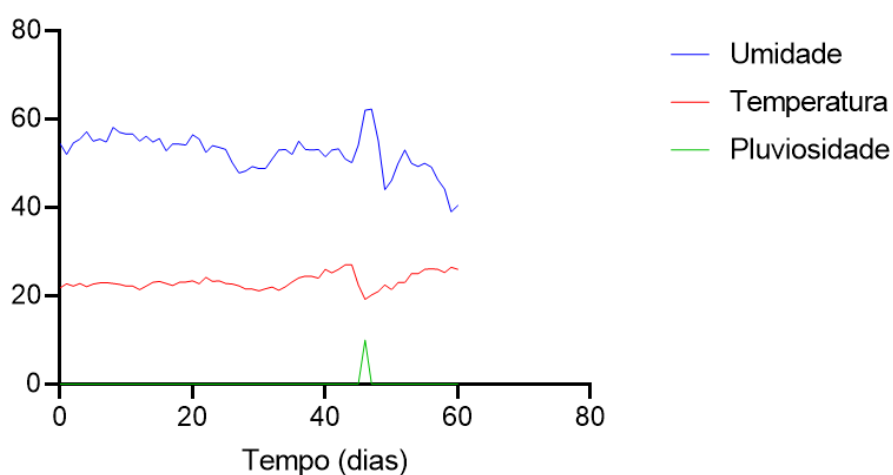


Figura 8. Média diária da temperatura e da umidade do ar, bem como, do índice pluviométrico no local em que as amostras de orelhas de coelho, bovino e suíno foram enterradas durante o período experimental (julho-setembro de 2020).

Alterações macroscópicas post mortem das orelhas de coelho

Nas amostras de coelhos, as médias da perda percentual de peso e da perda percentual da área das amostras aumentaram gradativamente e significativamente até os 30 dias de IPM. No 5º dia, já era possível observar perda percentual média de peso e de área de tecido de 19,29% e 7,83%, respectivamente. Aos 30 dias, as perdas percentuais médias de peso e de área de tecido eram de 63,18% e 28,99%, respectivamente. No entanto, com relação à média da perda percentual da área da pelagem, no 5º dia já havia perda da pelagem superior a 50%, chegando a 96,88% no 30º dia (figura 9 e tabela 4).

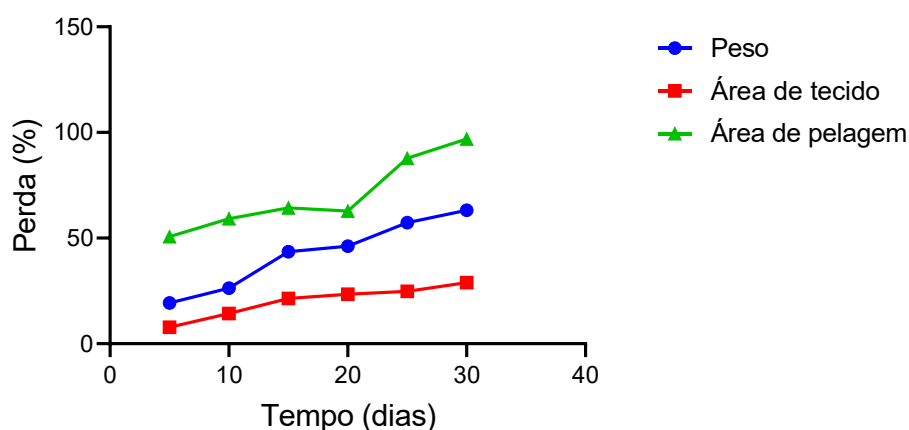


Figura 9. Perda percentual média de peso e da área de tecido e de pelagem das amostras de orelha de coelhos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do 5º ao 30º dia de exumação

Tabela 4. Média, desvio padrão e comparação estatística entre períodos da perda percentual de peso e da área de tecido e de pelagem das amostras de orelha de coelhos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do 5º ao 30º dias de exumação.

IPM (Dias)	Perda de peso (%)	Perda de área de tecido (%)	Perda de área de pelagem (%)
5	19,29 ± 3,42 a	7,83 ± 3,63 a	50,65 ± 19,32 ab
10	26,30 ± 8,56 a	14,35 ± 3,61 ab	59,18 ± 20,62 a
15	43,45 ± 7,56 b	21,42 ± 11,70 ab	64,33 ± 27,60 ab
20	46,20 ± 4,22 b	23,44 ± 10,17 abc	62,85 ± 28,50 ab
25	57,25 ± 3,94 c	24,79 ± 8,33 bc	87,86 ± 31,32 ab
30	63,18 ± 9,61 d	28,99 ± 10,30 c	96,88 ± 17,72 b

Médias seguidas de letras distintas minúsculas na coluna se diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

As alterações *post mortem* apresentadas por cada amostra de coelho, nos respectivos IPM até os 150 dias de exumação estão apresentadas na figura 10 e a porcentagem de amostras de orelhas em cada intervalo *post mortem* (IPM) com perda de tecido, colonização fúngica e presença de cera cadavérica, além da presença de artrópodes/anelídeos nas covas até os 30 dias de exumação, estão sumarizadas na tabela 5.

Ao longo dos diferentes IPM, a perda de continuidade do tecido de cada amostra foi muito heterogênea. Apesar da área da amostra ter reduzido progressivamente, com aumento da perda de área do tecido ao longo dos 30 dias, a perda de continuidade do tecido da amostra, caracterizada pela presença de espaços vazios, foi observada a partir do 10º dia somente em 12,5% das amostras. Aos 30 dias, 37,5% das amostras apresentavam perda de continuidade do tecido inferior a 50% e 37,5% das amostras apresentavam perda de continuidade do tecido superior a 50% (tabela 5).

O tempo de decomposição total dos tecidos variou muito entre as amostras. Aos 126 dias, duas amostras já haviam se decomposto totalmente e aos 131 dias, duas outras amostras também se decompueram totalmente. Aos 150 dias, 50% das amostras restantes ainda não haviam se decomposto totalmente. Mas com exceção de uma amostra, as demais apresentavam-se friáveis e com redução de mais de 75% do tamanho do fragmento em comparação ao seu tamanho inicial (figura 10).

A cobertura esbranquiçada, que comprovou-se pelo exame microscópico tratar-se de fungo, foi observada em 50% ou mais amostras a partir do 15º dia. A cera cadavérica foi observada em 12,5% das amostras, no 10º e 25º dias e em 25% das amostras, no 20º dia. Artrópodes e anelídeos somente foram encontrados na cova correspondente aos 30 dias de IPM.

Tabela 5. Porcentagem de amostras de orelhas de coelhos em cada intervalo *post mortem* (IPM) com as alterações macroscópicas listadas, até o 30º dia de exumação.

IPM (Dias)	Perda continuidade (até 25%)	Perda continuidade (25-50%)	Perda continuidade (50-100%)	Cobertura esbranquiçada (fungos)	Cera cadavérica	Artrópodes /anelídeos na cova
0	0	0	0	0	0	Não
5	0	0	0	0	0	Não
10	12,5	0	0	0	12,5	Não
15	50,0	0	0	87,5	0	Não
20	25,0	0	0	62,5	25,0	Não
25	0	0	0	50,0	12,5	Não
30	12,5	25,0	37,5	50,0	0	Sim



Figura 10. Características macroscópicas das amostras de orelhas de coelhos em cada intervalo *post mortem* (IPM), após exumação.

Alterações macroscópicas post mortem das orelhas de bovinos

Nas amostras de bovinos, a perda percentual média de peso aumentou ao longo do período, porém de forma irregular. No 5º dia, a perda percentual média de peso já era de 20,47%, aumentando significativamente até o 25º dia de IPM, quando alcançou a média de 50,60% ($p < 0,05$). A partir do 40º dia, as médias não diferiram significativamente entre os períodos, alcançando a média de 60,48% aos 60 dias (figura 11 e tabela 6).

A perda percentual média da área das amostras no 5º dia era de 9,77%, aumentando significativamente até o 15º dia, quando alcançou a média de 33,96% ($p < 0,05$). A partir do 15º dia, as médias não diferiram significativamente entre os períodos, chegando aos 60 dias com perda percentual média da área de 28,08%, estatisticamente semelhante à média do 15º dia (figura 11 e tabela 6).

Com relação à perda percentual média da área da pelagem, no 5º dia, a média era de 16,06%, aumentando gradativamente e significativamente até o 60º dia, quando alcançou a média de 87,31% (figura 11 e tabela 6).

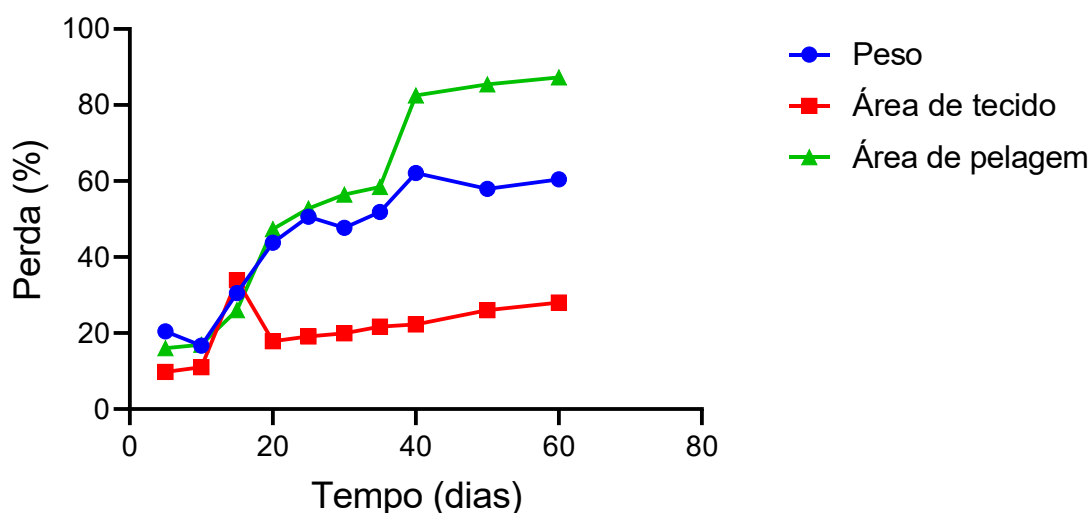


Figura 11. Perda percentual média de peso, de área de tecido e de pelagem das amostras de orelha de bovinos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação

Tabela 6. Média, desvio padrão e comparação estatística entre períodos da perda percentual de peso e da área de tecido e de pelagem das amostras de orelha de bovinos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação

IPM (Dias)	Perda de peso (%)	Perda de área de tecido (%)	Perda de área de pelagem (%)
5	20,47 ± 5,61 a	9,77 ± 3,98 a	16,06 ± 6,25 ab
10	16,70 ± 5,19 a	11,08 ± 6,86 a	16,93 ± 5,09 a
15	30,58 ± 6,49 b	33,96 ± 8,28 c	26,07 ± 19,05 abc
20	43,75 ± 4,51 c	17,86 ± 14,90 ab	47,40 ± 13,12 bcd
25	50,60 ± 3,82 de	19,11 ± 4,22 b	52,83 ± 23,19 cde
30	47,74 ± 1,98 cd	19,92 ± 3,99 b	56,46 ± 25,51 cde
35	51,87 ± 2,05 e	21,70 ± 8,26 b	58,44 ± 22,41 de
40	62,11 ± 2,84 f	22,32 ± 4,21 b	82,50 ± 15,28 e
50	57,94 ± 3,66 f	26,05 ± 5,56 bc	85,44 ± 21,43 de
60	60,48 ± 6,13 f	28,08 ± 7,08 bc	87,31 ± 22,90 e

Médias seguidas de letras distintas minúsculas na coluna se diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$)

As alterações *post mortem* apresentadas por cada amostra de bovino, nos respectivos IPM até os 130 dias de exumação estão apresentadas na figura 12 e a porcentagem de amostras de orelhas em cada intervalo *post mortem* (IPM) com perda de tecido, colonização fúngica e presença de cera cadavérica, além da presença de artrópodes/anelídeos nas covas até os 60 dias de exumação, estão sumarizadas na tabela 7.

Somente a partir do 20º dia, uma amostra apresentou até 25% de perda de continuidade tecidual. Esse grau de perda permaneceu até o 60º dia, havendo somente aumento progressivo da porcentagem de amostras que apresentavam até 25% da perda de continuidade dos tecidos. Aos 60 dias, 75% das amostras apresentam até 25% de perda de continuidade dos tecidos e nenhuma amostra apresentava mais de 25% de perda de tecido. O tempo de decomposição total dos tecidos variou muito entre as amostras e ocorreu da seguinte forma: aos 100 dias (uma amostra), 125 dias (duas amostras), 130 dias (três amostras) e 150 dias (duas amostras) (figura 12).

A cobertura esbranquiçada, que comprovou-se pelo exame microscópico tratar-se de fungo, foi observada a partir do 10º dia em 12,5% das amostras. No 15º dia, ela estava presente em 50% das amostras e a partir do 20º dia ela estava presente em no mínimo 75% das amostras,

chegando a estar presente em 100% das amostras no 20º, 40º e 60º dias de IPM. A cera cadavérica foi observada no 10º, 15º e 20º dias em 12,5% a 25% das amostras. A partir do 20º dia, não foi mais observada a presença da cera cadavérica. Artrópodes e anelídeos somente foram encontrados na cova correspondente ao 20º e ao 40º dias de IPM.

Tabela 7. Porcentagem de amostras de orelhas de bovinos em cada intervalo *post mortem* (IPM) com as alterações macroscópicas listadas, até o 60º dia de exumação.

IPM (Dia)	Perda continuidade (até 25%)	Perda continuidade (25-50%)	Perda continuidade (50-100%)	Cobertura esbranquiçada (fungos)	Cera cadavérica	Artrópodes/ anelídeos na cova
0	0	0	0	0	0	Não
5	0	0	0	0	0	Não
10	0	0	0	12,5	25,0	Não
15	0	0	0	50,0	12,5	Não
20	12,5	0	0	100	12,5	Sim
25	12,5	0	0	75,0	0	Não
30	12,5	0	0	87,5	0	Não
35	50,0	0	0	75,0	0	Não
40	50,0	0	0	100	0	Sim
50	50,0	0	0	87,5	0	Não
60	75,0	0	0	100	0	Não



Figura 12. Características macroscópicas das amostras de orelhas de bovinos em cada intervalo *post mortem* (IPM) após exumação

Alterações macroscópicas post mortem das orelhas de suínos

Nas amostras de suínos, a perda percentual média de peso no 5º dia era de 3,91%, aumentando significativamente até o 20º dia, quando atingiu a média de 45,61% ($p < 0,05$). A partir do 20º dia, as médias da perda percentual de peso aumentaram, mas não diferiram significativamente entre os períodos, chegando a 57,24%, aos 60 dias (figura 13 e tabela 8).

A perda percentual média da área das amostras teve comportamento um pouco diferente. No 5º dia, a perda percentual média da área era de 12,08%. A partir desse período, houve aumento gradativo da perda percentual da área, mas somente no 40º dia, a média de 32,22% diferiu significativamente do 5º dia ($p < 0,05$). A partir do 40º dia, as médias não diferiram entre períodos, alcançando, aos 60 dias, a média de 33,74%, que foi estatisticamente semelhante à média do 15º dia (figura 13 e tabela 8).

Com relação à perda percentual média da área da pelagem, no 5º dia, já havia perda percentual média de 28,65%. No 10º dia, houve aumento intenso e significativo da perda da área de pelagem, chegando à média de 63,46% ($p < 0,05$). A partir do 10º dia, a perda percentual média da área da pelagem aumentou progressivamente, mas sem diferenças estatisticamente significativas entre os períodos, chegando a 90,43% no 60º dia (figura 13 e tabela 8).

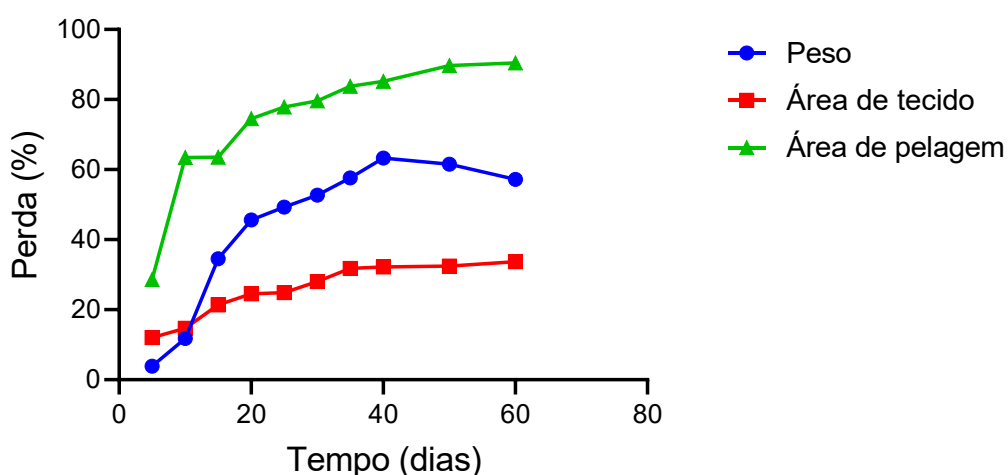


Figura 13. Perda percentual média de peso e da área de tecido e de pelagem das amostras de orelha de suínos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação.

Tabela 8. Média, desvio padrão e comparação estatística entre períodos da perda percentual de peso e da área de tecido e de pelagem das amostras de orelha de suínos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação.

IPM (Dias)	Perda de peso (%)	Perda de área de tecido (%)	Perda de área de pelagem (%)
5	3,91 ± 2,08 a	12,08 ± 8,26 a	28,65 ± 10,55 a
10	11,83 ± 2,18 b	14,68 ± 9,02 ab	63,46 ± 27,41 b
15	34,56 ± 3,28 c	21,35 ± 6,50 abcd	63,56 ± 21,53 b
20	45,61 ± 3,83 d	24,55 ± 7,49 abc	74,58 ± 15,33 bc
25	49,33 ± 3,65 de	24,87 ± 10,30 abcd	77,86 ± 16,56 bc
30	52,74 ± 3,10 ef	28,08 ± 10,20 bcd	79,63 ± 12,64 bc
35	57,62 ± 6,31 fgh	31,79 ± 11,62 abcd	83,75 ± 20,90 bc
40	63,30 ± 4,12 h	32,22 ± 9,22 cd	85,17 ± 9,98 bc
50	61,50 ± 4,45 gh	32,45 ± 8,57 cd	89,69 ± 6,28 c
60	57,24 ± 3,70 fg	33,74 ± 10,37 d	90,43 ± 27,04 bc

Médias seguidas de letras distintas minúsculas na coluna se diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

As alterações *post mortem* apresentadas por cada amostra de suíno, nos respectivos IPM até os 150 dias de exumação estão apresentadas na figura 14 e a porcentagem de amostras de orelhas em cada intervalo *post mortem* (IPM) com perda de tecido, cobertura esbranquiçada e com cera cadavérica, além da presença de artrópodes/anelídeos nas covas até os 60 dias de exumação, estão sumarizadas na tabela 9.

Somente a partir do 20º dia, 25% das amostras apresentavam perda de continuidade dos tecidos de até 25%. A partir do 40º dia, 37,5% das amostras apresentavam até 25% de perda de continuidade dos tecidos, permanecendo assim até o 60º dia. Aos 150 dias, nenhuma amostra havia se decomposto totalmente e a consistência ainda era firme. Mas, as amostras apresentavam redução do tamanho e perda completa de pelagem (figura 14).

A porcentagem de amostras com cobertura esbranquiçada (fungos) variou muito ao longo de todo o período. Essa cobertura foi observada pela primeira vez nas amostras do 15º dia em 75% das amostras. Até o 20º dia, a porcentagem de amostras que apresentavam essa alteração foi alta, chegando a 100%. Mas, entre o 30º e 40º dias, no máximo 37,5% das amostras

apresentavam esta cobertura. No 50º e 60º dias, a porcentagem de amostras cobertas por fungos passou a ser de 75% e 87,5%, respectivamente.

A cera cadavérica foi observada no 10º, 20º e 35º dias em 37,5%, 12,5% e 25% das amostras, respectivamente. Nos demais períodos, não foi observada a presença da cera cadavérica em nenhuma amostra. Artrópodes e anelídeos não foram observados no momento de abertura das covas em nenhum dos IPM.

Tabela 9. Porcentagem de amostras de orelhas de suínos em cada intervalo *post mortem* (IPM) com as alterações macroscópicas listadas, até o 60º dia de exumação.

IPM (Dias)	Perda continuidade (até 25%)	Perda continuidade (25-50%)	Perda continuidade (50-100%)	Cobertura esbranquiçada (fungos)	Cera cadavérica	Artrópodes/anelídeos na cova
0	0	0	0	0	0	Não
5	0	0	0	0	0	Não
10	0	0	0	0	37,5	Não
15	0	0	0	75,0	0	Não
20	25,0	0	0	100	12,5	Não
25	25,0	0	0	75,0	0	Não
30	25,0	0	0	12,5	0	Não
35	25,0	0	0	37,5	25,0	Não
40	37,5	0	0	37,5	0	Não
50	37,5	0	0	75,0	0	Não
60	37,5	0	0	87,5	0	Não



Figura 14. Características macroscópicas das amostras de orelhas de suínos em cada intervalo *post mortem* (IPM) após exumação.

Análise comparativa da perda percentual post mortem de peso e da área de tecido e de pelagem entre as espécies animais

A perda percentual média de peso das amostras de orelhas de coelho sempre foi maior em comparação às médias das orelhas de bovinos e suínos, com valores significativamente maiores nos IPM de 10, 15 e 30 dias ($p < 0,05$). No 5º dia, a perda de peso das amostras das orelhas de coelhos e bovinos foi elevada e estatisticamente semelhante, com médias de 19,29% e 20,47%, respectivamente, ao contrário das amostras de suínos, que tiveram perda percentual média de peso de apenas 3,91% nesse mesmo período (tabela 10).

No 30º dia, as amostras de coelhos já tinham perda percentual média de peso de 63,18%, enquanto nesse mesmo período, a média da perda de peso das orelhas era de 47,74%, em bovinos e de 52,74%, em suínos, valores significativamente inferiores às médias do coelho ($p < 0,05$). Apesar das médias da perda de peso das amostras de bovinos terem sido significativamente menores que as de suínos com 35 e 50 dias de IPM, elas foram estatisticamente semelhantes aos 60 dias (figura 15 e tabela 10).

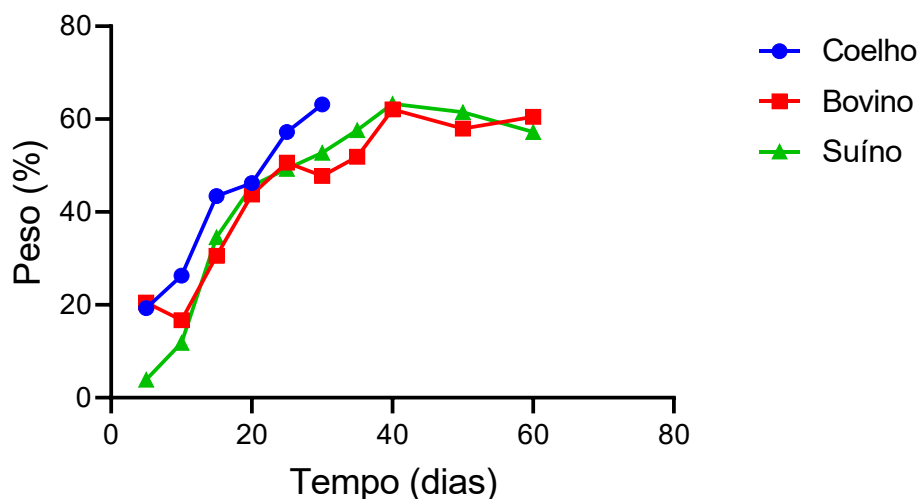


Figura 15. Perda percentual média de peso das amostras de orelha de coelhos, bovinos e suínos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação.

Tabela 10. Média, desvio padrão e comparação estatística entre espécies da perda percentual de peso das amostras de orelha de coelhos, bovinos e suínos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação.

IPM (Dias)	Espécie		
	Coelho	Bovino	Suíno
5	19,29 ± 3,42 A	20,47 ± 5,61 A	3,91 ± 2,08 B
10	26,30 ± 8,56 A	16,70 ± 5,19 B	11,83 ± 2,18 B
15	43,52 ± 7,56 A	30,58 ± 6,49 B	34,56 ± 3,28 B
20	46,20 ± 4,22 A	43,75 ± 4,51 A	45,61 ± 3,83 A
25	57,25 ± 3,94 A	50,60 ± 3,82 AB	49,33 ± 3,65 B
30	63,18 ± 9,61 A	47,74 ± 1,98 C	52,74 ± 3,10 B
35		51,87 ± 2,05 B	57,62 ± 6,31 A
40		62,11 ± 2,84 A	63,30 ± 4,12 A
50		57,94 ± 3,66 B	61,50 ± 4,45 A
60		60,48 ± 6,13 A	57,24 ± 3,70 A

Médias seguidas de letras distintas maiúsculas na linhas se diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Entre as três espécies animais, as médias da perda percentual da área das amostras foi estatisticamente semelhante na maioria dos IPM até o 30º dia, com exceção do 15º dia em que as amostras de bovinos apresentavam perdas de área significativamente maiores em comparação às amostras de coelhos e suínos. Dos 30 aos 60 dias, as médias da perda percentual da área das amostras foram estatisticamente semelhantes entre bovinos e suínos, com exceção do 40º dia (figura 16 e tabela 11).

Comparando-se a perda percentual da área de pelagem das amostras das três espécies animais, as médias foram significativamente maiores nas amostras de coelhos no 5º dia. No entanto, no 10º, 15º e 30º dias, as perdas de pelagem dos fragmentos de coelhos e suínos foram intensas e estatisticamente semelhantes e superiores às perdas de pelagem das amostras de bovinos. Entre o 35º e o 60º dias, as médias da perda percentual da área de pelagem foram estatisticamente semelhantes entre os fragmentos de bovinos e suínos (figura 17 e tabela 12).

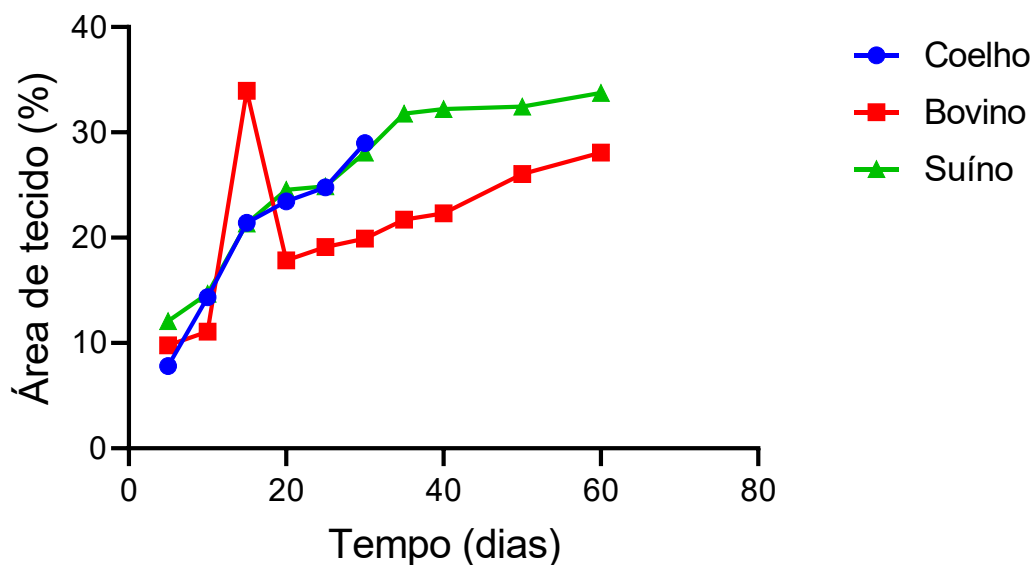


Figura 16. Perda percentual média da área das amostras de orelha de coelhos, bovinos e suínos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação

Tabela 11. Média, desvio padrão e comparação estatística entre espécies da perda percentual da área das amostras de orelha de coelhos, bovinos e suínos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação.

IPM (Dias)	Espécie		
	Coelho	Bovino	Suíno
5	7,83 ± 3,63 A	9,77 ± 3,98 A	12,08 ± 8,26 A
10	14,35 ± 3,61 A	11,08 ± 6,86 A	14,68 ± 9,02 A
15	21,42 ± 11,70 B	33,96 ± 8,28 A	21,35 ± 6,50 B
20	23,44 ± 10,17 A	17,86 ± 14,90 A	24,55 ± 7,49 A
25	24,79 ± 8,33 A	19,11 ± 4,22 A	24,87 ± 10,30 A
30	28,99 ± 10,30 A	19,92 ± 3,99 A	28,08 ± 10,20 A
35		21,70 ± 8,26 A	31,79 ± 11,62 A
40		22,32 ± 4,21 B	32,22 ± 9,22 A
50		26,05 ± 5,56 A	32,45 ± 8,57 A
60		28,08 ± 7,08 A	33,74 ± 10,37 A

Médias seguidas de letras distintas maiúsculas na linhas se diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$)

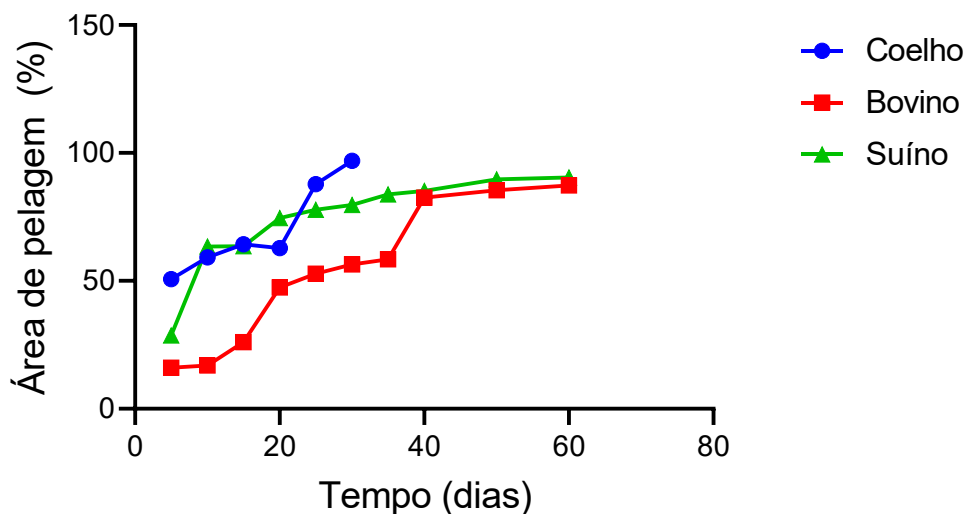


Figura 17. Perda percentual média da área de pelagem das amostras de orelha de coelhos, bovinos e suínos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação

Tabela 12. Média, desvio padrão e comparação estatística entre espécies da perda percentual da área de pelagem das amostras de orelha de coelhos, bovinos e suínos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do 5º ao 60º dia de exumação.

IPM (Dias)	Espécie		
	Coelho	Bovino	Suíno
5	50,65 ± 19,32 A	16,06 ± 6,25 B	28,65 ± 10,55 B
10	59,18 ± 20,62 A	16,93 ± 5,09 B	63,46 ± 27,41 A
15	64,33 ± 27,60 A	26,07 ± 19,05 B	63,56 ± 21,53 A
20	62,85 ± 28,05 A	47,40 ± 13,12 A	74,58 ± 15,33 A
25	87,86 ± 31,21 A	52,83 ± 23,19 A	77,86 ± 16,56 A
30	96,88 ± 17,72 A	56,46 ± 25,51 B	79,63 ± 12,64 A
35		58,44 ± 22,41 A	83,75 ± 20,90 A
40		82,50 ± 15,28 A	85,17 ± 9,98 A
50		85,44 ± 21,43 A	89,69 ± 6,28 A
60		87,31 ± 22,90 A	90,43 ± 27,04 A

Médias seguidas de letras distintas maiúsculas na linhas se diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$)

Estudo de regressão e correlação das variáveis macroscópicas

Foi demonstrado que a correlação entre o tempo e a perda percentual de peso, a perda percentual da área de tecido e a perda percentual da área de pelagem apresentou comportamento não-linear, estabelecendo-se, dessa forma, uma regressão do tipo quadrática.

De acordo com o R^2 para coelho ($R^2=88,4$), bovino ($R^2= 87,1$) e suíno ($R^2=94,3$), pode-se classificar a correlação entre o tempo e a perda percentual de peso das amostras como forte nas três espécies, demonstrando que as equações matemáticas estabelecidas abaixo são adequadas para representar a correlação entre essas duas variáveis, e assim, serem utilizadas para estimar o IPM.

$$\text{Coelho: } Y_{ji} = 12,43 - 1,81(\text{dia}) + 0,78(\text{tempo})^2$$

$$\text{Bovino: } Y_{ji} = 6,28 - 2,04(\text{dia}) + 0,01(\text{tempo})^2$$

$$\text{Suíno: } Y_{ji} = 12,60 - 3,40(\text{dia}) + 0,03(\text{tempo})^2$$

De acordo com o R^2 para coelho ($R^2=56,5$), bovino ($R^2= 33,3$) e suíno ($R^2=59,8$), pode-se classificar a correlação entre o tempo e a perda percentual da área de tecido como moderada em coelhos e suínos e fraca em bovinos, demonstrando que as equações matemáticas estabelecidas abaixo não devem ser empregadas como o único elemento para estimar o IPM.

$$\text{Coelho: } Y_{ji} = 5,26 - 0,77(\text{dia}) + 0,78(\text{tempo})^2$$

$$\text{Bovino: } Y_{ji} = 14,13 - 0,23(\text{dia}) + 0,71(\text{tempo})^2$$

$$\text{Suíno: } Y_{ji} = 14,88 - 0,34(\text{dia}) + 0,52(\text{tempo})^2$$

De acordo com o R^2 para coelho ($R^2=37,8$), bovino ($R^2= 59,8$) e suíno ($R^2=52,9$), pode-se classificar a correlação entre o tempo e a perda percentual da área de pelagem como moderada em bovinos e suínos e fraca em coelhos, demonstrando que as equações matemáticas estabelecidas abaixo também não devem ser empregadas como o único elemento para estimar o IPM.

$$\text{Coelho: } Y_{ji} = 40,77 - 01,43(\text{dia}) + 0,82(\text{tempo})^2$$

$$\text{Bovino: } Y_{ji} = 15,07 - 1,27(\text{dia}) + 0,79(\text{tempo})^2$$

$$\text{Suíno: } Y_{ji} = 27,75 - 2,60(\text{dia}) + 0,02(\text{tempo})^2$$

Alterações microscópicas post mortem das orelhas de coelhos

Todos os achados microscópicos *post mortem*, que serão descritos à seguir, presentes nas amostras das orelhas de coelhos, nos diferentes períodos de exumação ou IPM, estão resumidos na tabela 13. Parte desses achados também pode ser visualizada na figura 18.

No dia zero, conforme esperado, as amostras das orelhas dos coelhos apresentavam-se totalmente preservadas, recobertas por pele pilosa íntegra e com pericôndrio e cartilagem livres de qualquer alteração *post mortem*. A cartilagem apresentava-se íntegra e bem corada pela hematoxilina com espessura média de 0,21mm. As lacunas de condrócitos eram grandes, e frequentemente foram observadas células binucleadas e vacúolos intracitoplasmáticos de gotículas de lipídios.

Com cinco dias de IPM, 75,0% das amostras apresentavam cartilagem com perda parcial da afinidade tintorial pela hematoxilina, sendo esse o único achado observado nesse período.

No 10º dia, 79,16% das amostras apresentavam perda parcial da afinidade tintorial e 16,67% já apresentavam perda total da afinidade tintorial da cartilagem. Ainda nesse IPM, pela primeira vez, também foram visualizados microrganismos *post mortem*. Numerosas colônias bacterianas, formadas por bactérias cocoides, foram observadas na pele e no tecido conjuntivo adjacente à cartilagem, em 37,5% das amostras. Em 75% das amostras, visualizaram-se inúmeras hifas fúngicas, com imagem negativa, septadas e com paredes paralelas, nos tecidos adjacentes à cartilagem.

Aos 15 dias de IPM, 54,16% das amostras apresentavam cartilagem com perda parcial da afinidade tintorial, e 45,83% apresentavam perda total. Condrócitos sem núcleos foram observados pela primeira vez nessa espécie. 16,67% das amostras apresentavam perda parcial do material nuclear e 16,67% já apresentavam perda total de núcleos. 16,67% das amostras também apresentavam perda parcial da arquitetura do tecido. Bactérias foram visualizadas nos tecidos adjacentes à cartilagem em 75,0% das amostras, e também, no tecido cartilaginoso de 37,5% das amostras. Por fim, hifas fúngicas foram observadas na pele de 91,66% das amostras e na cartilagem de 37,5% das amostras.

No 20º dia de exumação, foi observada perda parcial e total da afinidade tintorial da cartilagem em 33,33 % e 66,67% das amostras, respectivamente. Perda total e parcial dos núcleos dos condrócitos foi registrada em 37,5% e 29,17% das amostras, respectivamente.

Nesse período, a perda da arquitetura parcial e total do tecido já era visualizada em 16,67% e 37,5% das amostras, respectivamente. Adicionalmente colônias bacterianas foram visualizadas na pele e nos tecidos adjacentes de 79,16% das amostras, e na cartilagem de 20,83%. Fungos foram observados nos tecidos adjacentes à cartilagem em 87,5% das amostras, e no tecido cartilaginoso de 29,16% das amostras.

Com 25 dias de IPM, 87,5% das amostras apresentavam cartilagem com perda total da afinidade tintorial. Os 12,5% restantes das amostras ainda apresentavam perda parcial da afinidade tintorial. Neste período a perda total do material nuclear de condrocitos também era maior em comparação à perda parcial. Registrou-se perda total de material nuclear em 54,17% das cartilagens das amostras, e parcial em 29,17%. A arquitetura tecidual foi comprometida totalmente em 45,83% das amostras, e de maneira parcial em apenas 12,5% das amostras. Colônias bacterianas foram observadas na pele e no tecido conjuntivo (62,5%), bem como, na cartilagem (33,33%). Hifas fúngicas foram visualizadas na pele e tecidos adjacentes de 70,83% das amostras, e na cartilagem de 50,0% dos fragmentos.

Por fim, no 30º dia de IPM, a cartilagem de 100% das amostras havia perdido totalmente a afinidade tintorial. A perda total de núcleos de condrocitos foi observada em 83,33% das amostras, que também apresentavam perda total da arquitetura tecidual. Os 16,67% das amostras apresentavam perda parcial de núcleos. Bactérias foram observadas nos tecidos adjacentes e no tecido cartilaginoso em 70,83% e 37,5% das amostras, respectivamente. No entanto, fungos foram visualizados nos tecidos adjacentes e na cartilagem de 87,5% e 75,0% das amostras, respectivamente.

Apesar da cartilagem auricular apresentar-se mais adelgada já no 5º dia, a redução da espessura somente foi estatisticamente significativa no 15º dia, em comparação ao dia zero. Do 15º dia ao 30º dia de IPM, a média de espessura da cartilagem foi estatisticamente semelhante entre os IPM (figura 18H e tabela 14).

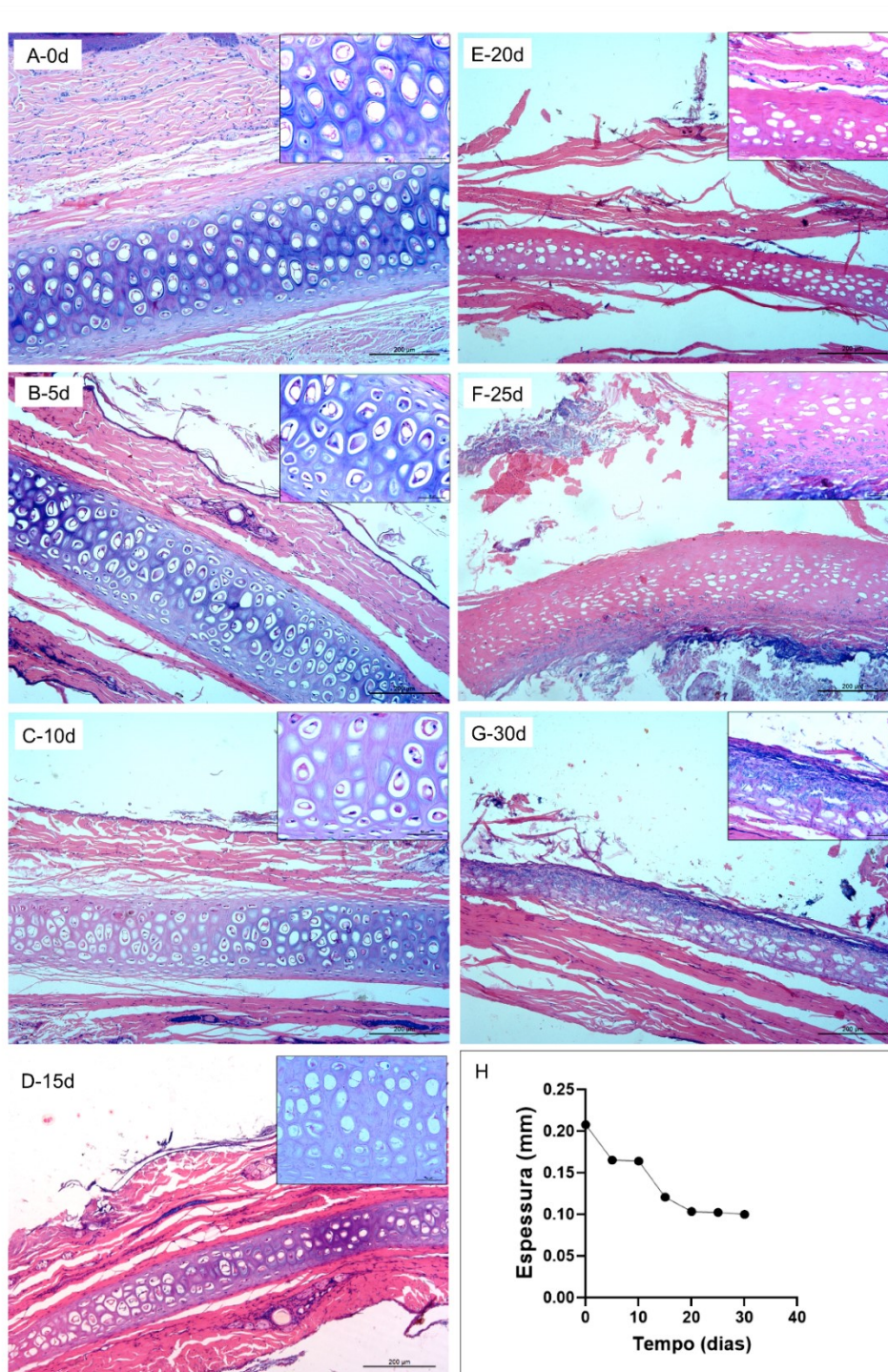


Figura 18. Alterações microscópicas *post mortem* nas amostras de orelhas de coelhos durante diferentes intervalos *post mortem* (IPM). A) 0 dia sem alterações *post mortem*; B) 5º dia com perda parcial da afinidade tintorial da cartilagem e condrócitos com núcleos (detalhe); C) 10º dia e D) 15º dia com cartilagem adelgada com perda parcial da afinidade tintorial e perda parcial de núcleos de condrócitos (detalhe); E) 20º dia com cartilagem com perda total da afinidade tintorial e dos núcleos (detalhe); F) 25º dia com cartilagem com perda total da afinidade tintorial, ausência de núcleos e intensa colonização bacteriana e fúngica da cartilagem (detalhe), G) 30º dia com intenso adelgaçamento da cartilagem, perda da arquitetura do tecido e colonização bacteriana e fúngica da cartilagem (detalhe); H) Redução da espessura da cartilagem em função do IPM. Hematoxilina-eosina, Bar=200µm.

Tabela 13. Porcentagem de amostras de orelhas de coelhos em cada intervalo *post mortem* (IPM) com as alterações microscópicas listadas, até o 30º dia de exumação.

IPM (Dia)	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactérias pele e/ou conjuntivo	Bactérias cartilagem	Fungos pele e/ou conjuntivo	Fungos cartilagem
0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	75,0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	79,16	16,67	0	0	0	0	37,5	0	75,0	0
15	54,16	45,83	16,67	16,67	16,67	0	75,0	37,5	91,66	37,5
20	33,33	66,67	29,17	37,5	16,67	37,5	79,16	20,83	87,5	29,16
25	12,5	87,5	29,17	54,17	12,5	45,83	62,5	33,33	70,83	50,0
30	0	100	16,67	83,33	4,17	83,33	70,83	37,5	87,5	75,0

Tabela 14. Média, desvio padrão e comparação estatística entre períodos da espessura da cartilagem (mm) das amostras de orelha de coelhos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do dia 0 aos 30 dias de exumação.

IPM (Dias)	Espessura
0	0,21 ± 0,04 a
5	0,16 ± 0,05 ab
10	0,16 ± 0,01 ab
15	0,12 ± 0,03 bc
20	0,10 ± 0,02 c
25	0,10 ± 0,03 c
30	0,10 ± 0,02 c

Médias seguidas de letras distintas minúsculas na coluna se diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Alterações microscópicas post mortem das orelhas de bovinos

Todos os achados microscópicos *post mortem*, que serão descritos à seguir, presentes nas amostras das orelhas de bovinos, nos diferentes períodos de exumação ou IPM, estão resumidos na tabela 15. Parte desses achados também pode ser visualizada na figura 19.

No dia zero, as amostras das orelhas dos bovinos apresentavam-se totalmente preservadas, recobertas por pele pilosa íntegra e com pericôndrio e cartilagem livres de qualquer alteração *post mortem*. A cartilagem apresentava-se íntegra, cerca de cinco vezes mais espessa quando comparada à do coelho com média de 1,08mm (tabela 16) e bem corada pela hematoxilina. As lacunas de condrócitos eram bem menores, quando comparadas às amostras de coelho e os condrócitos eram mononucleares.

No 5º dia de IPM, 37,5% dos fragmentos apresentavam cartilagem com perda discreta da afinidade tintorial. Diferente do que foi observado, nas amostras dos coelhos, neste período, as bactérias e os fungos já podiam ser visualizados na pele e nos tecidos adjacentes à cartilagem em 20,83%, e 4,16% das amostras, respectivamente.

No 10º dia de IPM, a cartilagem apresentava perda parcial e total da afinidade tintorial em 50,0% e 41,66% das amostras, respectivamente. Neste período, 25% das amostras já apresentavam perda parcial dos núcleos de condrócitos. Colônias bacterianas foram visualizadas na pele e no tecido conjuntivo (29,16%), e na cartilagem (4,16%). Observou-se estruturas fúngicas em 29,16% das amostras, porém restritas aos tecidos adjacentes à cartilagem.

No 15º dia de IPM, semelhante às amostras de coelho, houve predomínio de amostras com perda total da afinidade tintorial da cartilagem (66,67%), em relação as amostras com perda parcial (33,33%). Ao contrário das amostras de coelho, neste período havia um número muito elevado de amostras (58,33%) que já apresentavam perda parcial dos núcleos de condrócitos e 8,33% das amostras apresentavam perda total da arquitetura tecidual. Bactérias foram observadas na pele e nas estruturas adjacentes de 58,33% dos fragmentos, e também na cartilagem de 87,5% das amostras. As hifas fúngicas estavam presentes na pele e nos tecidos adjacentes e pela primeira vez na cartilagem, em 20,83% e 33,33% das amostras, respectivamente.

No 20º dia de IPM, o número de amostras com perdas total e parcial da afinidade tintorial da cartilagem foi semelhante ao IPM anterior. Houve redução no número de fragmentos com perda parcial de núcleos de condrócitos (50,0%), justificado pelo aumento das amostras com perda total dos núcleos (16,66%). O número de amostras com perdas parcial (20,83%), e total da arquitetura tecidual (16,66%), também aumentou, e colônias bacterianas foram observadas na pele e na cartilagem de 45,83%, e 33,33% das amostras, respectivamente. As hifas fúngicas estavam presentes na pele e na cartilagem, em 8,33% e 54,16% das amostras, respectivamente.

Com 25 dias de exumação, ocorreu perda total de afinidade tintorial da cartilagem em 79,17% das amostras, perda total de núcleos de condrócitos e da arquitetura do tecido em 62,50%, das amostras. Bactérias foram observadas na pele (62,50%), e na cartilagem (75,0%), e hifas fúngicas também estavam presentes na pele (16,66%), no tecido cartilaginoso (45,83%).

No 30º e 35º dias de IPM, a maioria das amostras caracterizavam cartilagem com perda total da afinidade tintorial, perda total de núcleos de condrócitos e comprometimento completo da estrutura tecidual. Adicionalmente, semelhante aos períodos anteriores, bactérias e fungos

também foram observados na pele e demais tecidos adjacentes à cartilagem, assim como no interior do tecido cartilaginoso.

No 40º e 50º dias de IPM, todas as amostras apresentavam cartilagem com perda total da afinidade tintorial e em 91,67% das amostras foi observado perda total do material nuclear de condrócitos e da arquitetura tecidual. No 40º dia, bactérias e fungos estavam presentes na cartilagem de 75,00% e 37,5% das amostras. Já no 50º dia, foram observadas bactérias apenas na cartilagem (8,33%), e os fungos estavam presentes no tecido adjacente à cartilagem e na cartilagem em 16,66% e 33,33% das amostras, respectivamente.

No 60º dia de exumação, todas as orelhas apresentavam comprometimento total da arquitetura tecidual, e, conseqüentemente, nenhuma amostra teve preservação de afinidade tintorial, bem como do material nuclear. A colonização por fungos e bactérias ainda se manteve presente. As bactérias estavam presentes no tecidos adjacentes e na cartilagem em 37,50% e 20,83% das amostras, respectivamente. Fungos também foram observados no tecido conjuntivo e no tecido cartilaginoso de 37,5%, e 54,16% das amostras, respectivamente.

A cartilagem auricular apresentou redução significativa da sua espessura já no 5º dia de IPM em comparação ao dia zero, passando de 1,08mm para 0,83mm. Embora ela tenha reduzido do 10º ao 20º dias, somente aos 25 dias, a espessura da cartilagem reduziu significativamente em comparação às amostras do 5º dia, chegando à 0,46mm. Após o 25º dia, a cartilagem continuou reduzindo em espessura, mas sem que essa redução fosse estatisticamente significativa em comparação às amostras do 25º dia, alcançando a média de 0,31mm, aos 60 dias (figura 19L e tabela 16).

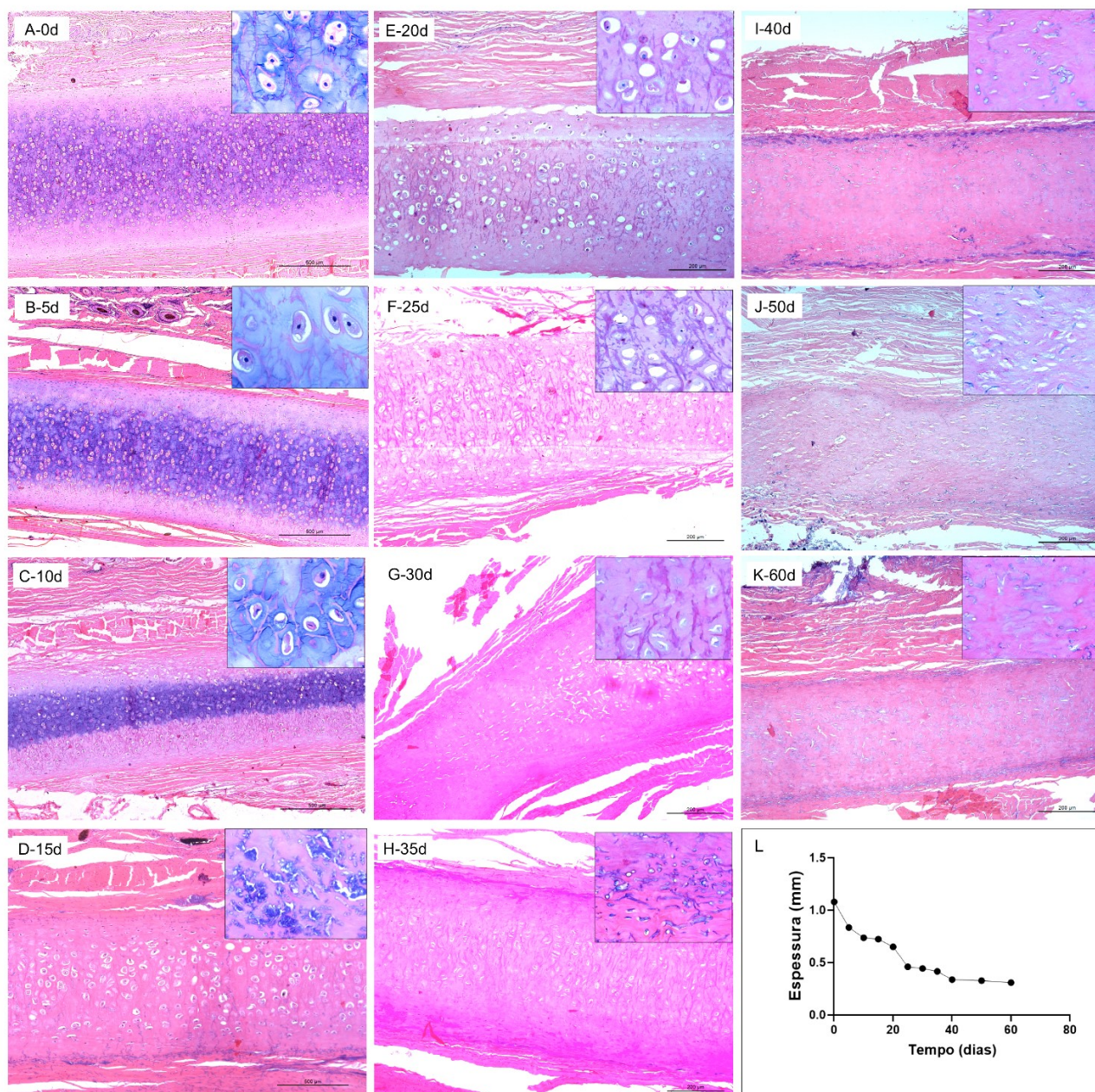


Figura 19. Alterações microscópicas *post mortem* nas amostras de orelhas de bovinos durante diferentes intervalos *post mortem* (IPM). A) 0 dia sem alterações *post mortem*; B) 5° dia com cartilagem com perda parcial da afinidade tintorial e condrócitos com núcleos (detalhe); C) 10° dia com cartilagem com perda parcial da afinidade tintorial e condrócitos com núcleos (detalhe); D) 15° dia com cartilagem com perda total da afinidade tintorial e numerosas colônias de bactérias e fungos nos tecidos adjacentes (detalhe); E) 20° dia com cartilagem com perda total da afinidade tintorial e perda parcial de núcleos de condrócitos (detalhe); F) 25° dia com cartilagem com perda total da afinidade tintorial e perda total de núcleos de condrócitos (detalhe); G) 30° dia com perda total da arquitetura tecidual e de núcleos de condrócitos (detalhe); H) 35° dia com perda total da arquitetura tecidual e hifas fúngicas (detalhe), I) 40° dia, J) 50° e K) 60° dia com perda total da arquitetura tecidual numerosas hifas fúngicas (detalhe). L) Redução da espessura da cartilagem em função do IPM. Hematoxilina-eosina, Bar=200µm.

Tabela 15. Porcentagem de amostras de orelhas de bovinos em cada intervalo *post mortem* (IPM) com as alterações microscópicas listadas, até o 60º dia de exumação.

IPM (Dias)	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactérias pele e/ou conjuntivo	Bactérias cartilagem	Fungos pele e/ou conjuntivo	Fungos cartilagem
0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	37,5	0	0	0	0	0	20,83	0	4,16	0
10	50,0	41,66	25	0	0	0	29,16	4,16	29,16	0
15	33,33	66,67	58,33	8,33	41,66	8,33	58,33	87,5	20,83	33,33
20	33,33	66,67	50,0	16,66	20,83	16,66	45,83	33,33	8,33	54,16
25	20,83	79,17	37,5	62,5	12,5	62,5	62,5	75,0	16,66	45,83
30	16,67	83,33	20,83	70,83	12,5	62,5	45,83	29,16	16,66	50,0
35	4,16	95,84	20,83	70,83	8,33	62,5	25,0	54,16	8,33	62,5
40	0	100	8,33	91,67	8,33	91,67	29,16	75,0	25,0	37,5
50	0	100	8,33	91,67	8,33	91,67	0	8,33	16,66	33,33
60	0	100	0	100	0	100	37,5	20,83	37,5	54,16

Tabela 16. Média, desvio padrão e comparação estatística entre períodos da espessura da cartilagem (mm) das amostras das orelhas de bovinos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do dia 0 (controle) aos 60 dias de exumação.

IPM (Dias)	Espessura da cartilagem (mm)
0	1,08 ± 0,16 a
5	0,83 ± 0,15 b
10	0,74 ± 0,08 b
15	0,73 ± 0,25 b
20	0,65 ± 0,14 bc
25	0,46 ± 0,14 cd
30	0,44 ± 0,06 cd
35	0,42 ± 0,07 d
40	0,34 ± 0,11 d
50	0,33 ± 0,07 d
60	0,31 ± 0,13 d

Médias seguidas de letras distintas minúsculas na coluna se diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Alterações microscópicas post mortem das orelhas de suínos

Todos os achados microscópicos *post mortem*, que serão descritos à seguir, presentes nas amostras das orelhas de suínos, nos diferentes períodos de exumação ou IPM, estão resumidos na tabela 17. Parte desses achados também pode ser visualizada na figura 20.

No dia zero, as amostras das orelhas dos bovinos apresentavam-se totalmente preservadas, recobertas por pele pilosa íntegra e com pericôndrio e cartilagem livres de qualquer alteração *post mortem*. A cartilagem apresentava-se íntegra, bem corada pela hematoxilina e cerca de cinco vezes mais espessa quando comparada à do coelho e com espessura semelhante à do bovino, com média de 1,04mm (tabela 18). As lacunas de condrócitos eram bem menores quando comparadas às amostras de coelho e os condrócitos eram mononucleares.

No 5º dia de IPM, observou-se perda parcial da afinidade tintorial da cartilagem em 66,67% das amostras, e já foram observadas colônias bacterianas, de formato cocoide, semelhantes às visualizadas nas outras espécies, na pele, tecidos adjacentes, e na cartilagem de 4,16% das amostras. Hifas fúngicas septadas, com imagem negativa, e paredes paralelas foram visualizadas na pele e no tecido cartilaginoso de 4,16% das amostras.

No 10º dia, a porcentagem de amostras com perda parcial de afinidade tintorial da cartilagem aumentou para 75%, porém 16,67% das amostras já apresentavam perda total de coloração. Bactérias foram observadas na pele (8,33%) e na cartilagem (33,33%). Não foram observadas estruturas fúngicas em nenhuma amostra.

No 15º dia, a maioria das amostras apresentava cartilagem com perda total da afinidade tintorial (58,33%). Perdas parcial e total do núcleo dos condrócitos e da arquitetura tecidual foram observadas em 25% e 20,83% das amostras, respectivamente. Na pele e tecido conjuntivo, e na cartilagem foram observadas colônias bacterianas em 75%, e 83,33% das amostras, respectivamente. As estruturas fúngicas foram novamente visualizadas nesse IPM, colonizando a pele e tecidos adjacentes de 16,66% das amostras, e a cartilagem de 4,16%.

No 20º dia, perda total de afinidade tintorial foi observada em 75% dos fragmentos. Semelhante ao período anterior, perdas parcial e total do núcleo dos condrócitos e da arquitetura tecidual foram observadas em 25% e 20,83% das amostras, respectivamente. Bactérias foram observadas na pele (20,83%) e na cartilagem (87,50%). Os fungos também foram visualizados na pele e conjuntivo (8,33%), bem como, no tecido cartilaginoso (25,00%).

No 25º dia, a porcentagem de amostras com perda total da afinidade tintorial da cartilagem, perda total do material nuclear e perda da arquitetura tecidual aumentou para 83,33%, 66,67% e 58,33%, respectivamente. Em relação à colonização microbiana, 91,66% das amostras apresentavam bactérias e 33,33% apresentavam fungos (33,33%) na cartilagem.

No 30º, 35º e 40º dias de IPM, quase a totalidade das amostras, ou seja, 95,83% apresentavam perda total da afinidade tintorial da cartilagem. A perda total de núcleos foi observada em 66,67% a 75% das amostras. O comprometimento total da arquitetura tecidual aumentou entre esses IPM, passando de 58,33%, aos 30 dias para 95,83% aos 40 dias. A colonização

bacteriana e fúngica foi bem variada entre esses IPM. No entanto, destaca-se a colonização fúngica do tecido cartilaginoso em 66,67% das amostras, no 40º dia.

Por fim, aos 50 e 60 dias de IPM, todas as amostras apresentavam comprometimento total da arquitetura tecidual, e, assim, perda total da afinidade tintorial da cartilagem e do material nuclear. No 50º e 60º dias, as bactérias foram visualizadas predominantemente na cartilagem (95,83% e 87,50%, respectivamente), e os fungos, no tecido conjuntivo adjacente (87,50% e 62,50%, respectivamente).

A cartilagem auricular apresentou redução significativa da sua espessura somente no 15º dia de IPM, em comparação ao dia zero, passando de 1,04mm para 0,79mm. Embora ela tenha reduzido do 15º ao 30º dias, somente aos 30 dias, a espessura da cartilagem reduziu significativamente em comparação às amostras do 15º dia, chegando à 0,42mm. Após o 30º dia, a cartilagem continuou reduzindo em espessura, mas sem que essa redução fosse estatisticamente significativa, em comparação às amostras do 30º dia, alcançando a média de 0,28mm aos 60 dias, (figura 20L e tabela 18), valor muito semelhante às amostras de bovino.

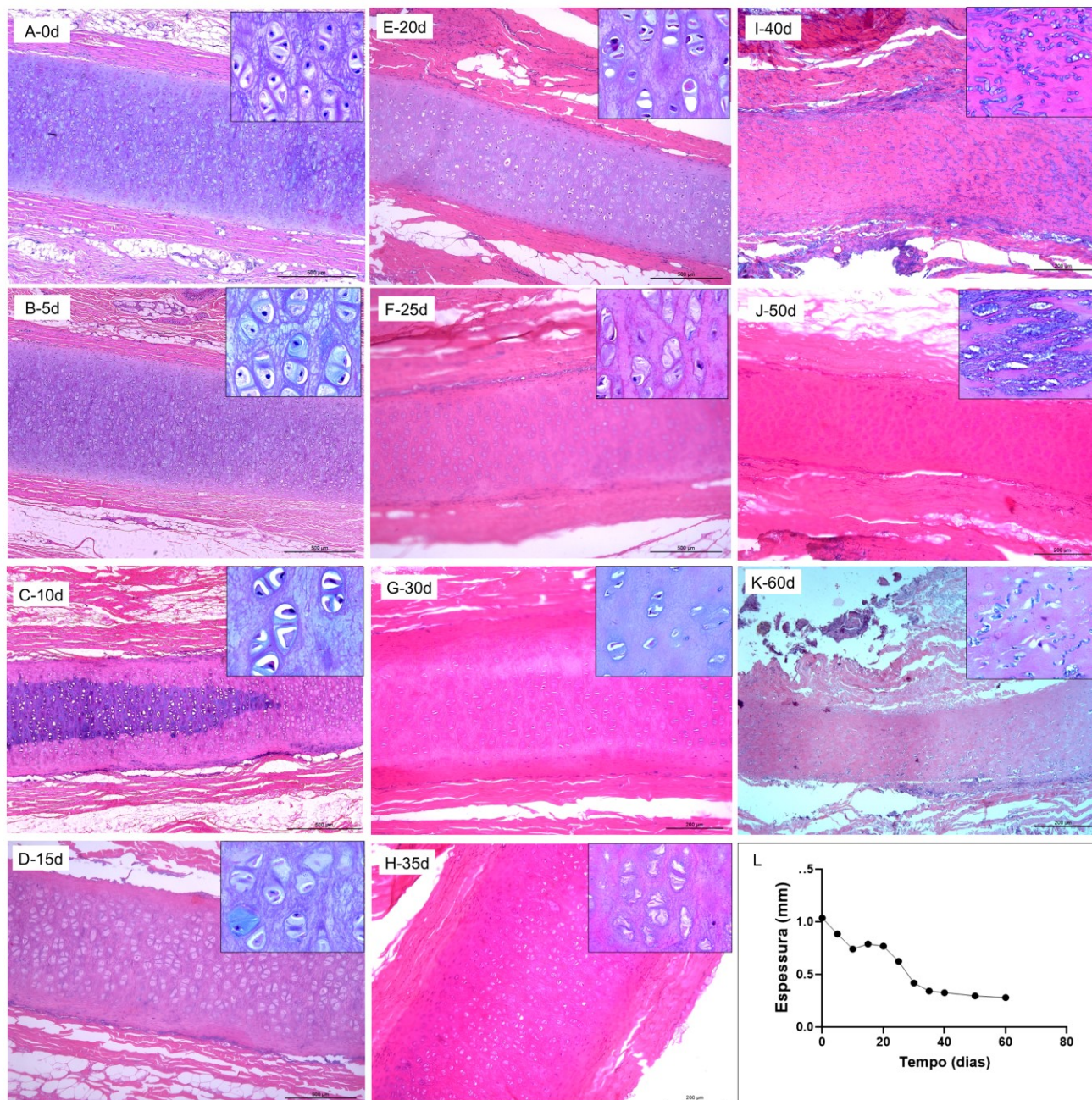


Figura 20. Alterações microscópicas *post mortem* nas amostras de orelhas de suínos durante diferentes intervalos *post mortem* (IPM). A) 0 dia sem alterações *post mortem*; B) 5° dia e C) 10° dia com cartilagem com perda parcial da afinidade tintorial e condrócitos com núcleos (detalhe); D) 15° dia, E) 20° dia, F) 25° dia e G) 30° dia, com cartilagem com perda total da afinidade tintorial e alguns condrócitos com perda de núcleo (detalhe); H) 35° dia, com cartilagem com perda total da afinidade tintorial e de núcleos (detalhe); I) 40° dia, J) 50° dia e K) 60° dia com perda total da arquitetura tecidual e colonização fúngica da cartilagem (detalhe); L) Redução da espessura da cartilagem em função do IPM. Hematoxilina-eosina, Bar=200µm.

Tabela 17. Porcentagem de amostras de orelhas de suínos em cada intervalo *post mortem* (IPM) com as alterações microscópicas listadas, até o 60º dia de exumação.

IPM (Dia)	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactérias pele e/ou conjuntivo	Bactérias cartilagem	Fungos pele e/ou conjuntivo	Fungos cartilagem
0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	66,67	0	0	0	0	0	4,16	4,16	4,16	4,16
10	75,0	16,67	0	0	0	0	8,33	33,33	0	0
15	41,67	58,33	25,0	20,83	25,0	20,83	75,0	83,33	16,66	4,16
20	25,0	75,0	25,0	20,83	25,0	20,83	20,83	87,5	8,33	25,0
25	16,67	83,33	20,83	66,67	12,5	58,33	54,16	91,66	37,5	33,33
30	4,17	95,83	12,5	66,67	4,17	58,33	29,16	75,0	25,0	20,83
35	4,17	95,83	8,33	66,67	4,17	62,5	41,66	45,83	33,33	33,33
40	4,17	95,83	8,33	75,0	4,17	95,83	41,66	79,16	54,16	66,67
50	0	100	0	100	0	100	70,83	95,83	87,5	25,0
60	0	100	0	100	0	100	33,33	87,5	62,5	37,5

Tabela 18. Média, desvio padrão e comparação estatística entre períodos da espessura da cartilagem (mm) das amostras de orelha de suínos em cada intervalo *post mortem* (IPM), do dia 0 ao 60 dias de exumação.

IPM (Dias)	Espessura da cartilagem (mm)
0	1,04 ± 0,17 a
5	0,96 ± 0,31 ab
10	0,83 ± 0,37 abc
15	0,79 ± 0,11 b
20	0,77 ± 0,21 ab
25	0,62 ± 0,21 bc
30	0,42 ± 0,10 cd
35	0,34 ± 0,19 cd
40	0,33 ± 0,11 d
50	0,30 ± 0,07 d
60	0,28 ± 0,07 d

Médias seguidas de letras distintas minúsculas na coluna se diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Estudo de regressão e correlação entre a espessura da cartilagem e o tempo

A correlação entre a variável independente tempo e a variável dependente espessura da cartilagem apresentou comportamento não linear em todas as três espécies, sendo estabelecido uma equação polinomial de segundo grau (regressão quadrática).

De acordo com o R^2 para coelho ($R^2=63,4$), bovino ($R^2= 78,4$) e suíno ($R^2=70,3$), pode-se classificar a correlação entre o tempo e a espessura da cartilagem como forte, demonstrando que as equações matemáticas estabelecidas abaixo são adequadas para representar a correlação entre essas duas variáveis, e assim, serem utilizadas para estimar o IPM

$$\text{Coelho: } Y_{ji} = 207,46 - 7,27(\text{tempo}) + 0,1209(\text{tempo})^2$$

$$\text{Bovino: } Y_{ji} = 1026,57 - 26,86(\text{dia}) + 0,2512(\text{tempo})^2$$

$$\text{Suíno: } Y_{ji} = 1075,55 - 27,56(\text{dia}) + 0,237(\text{tempo})^2$$

DISCUSSÃO

O presente estudo demonstrou que as análises macro e microscópica da cartilagem auricular, principalmente a análise da perda de peso e da espessura da cartilagem, podem ser utilizadas para estimar o IPM, até mesmo em casos de decomposição *post mortem* tardia e que o aparecimento e a progressão das alterações macro e microscópicas *post mortem* da cartilagem auricular ocorrem em função do tempo e variam entre as amostras dentro de cada espécie e entre espécies.

Em razão da influência que os diferentes tipos de solos podem exercer no processo de decomposição, e conseqüentemente na estimativa do IPM (Haslam e Tibbett, 2009; Tumer et al., 2013), análises das propriedades físico-químicas do solo foram realizadas. O pH do solo bem como a umidade e temperatura ambientes foram mensurados diariamente. Conforme os resultados apresentados, o solo foi caracterizado como argilo-arenoso e com pH básico. Este estudo não teve por objetivo comparar a influência dos diferentes tipos de solo na decomposição da cartilagem auricular. Por isso, todas as amostras foram enterradas em um único local sob o mesmo solo. No entanto, tem sido descrito que a decomposição em solos do tipo argilo-arenoso ocorre mais rapidamente do que em solos totalmente arenosos, pelo fato da argila auxiliar na retenção de umidade, tornando o solo mais úmido, e assim, acelerando a degradação *post mortem* dos tecidos (Tumer et al., 2013).

O pH do solo foi medido há uma profundidade semelhante à das covas e não variou durante todo o período experimental. É provável que esta constância no pH do solo possa ser atribuída às características do tecido utilizado neste estudo. Durante o processo de decomposição cadavérica, diversas reações bioquímicas ocorrem. Nas primeiras duas semanas, há tendência do pH do solo, no local da inumação, aumentar devido à decomposição dos resíduos nitrogenados contidos na matéria orgânica dos tecidos, principalmente as proteínas, liberando amônia (NH_3). A molécula de NH_3 é também convertida para NH_4^+ , que por sua vez, também é alcalina, aumentando o pH. Após três semanas, ocorre oxidação de NH_3 em nitrito (NO_2^-) e em nitrato (NO_3^-), que são agentes acidificantes, reduzindo o pH do solo (Nelson e Cox, 2004; Haslam e Tibbett, 2009).

Pode-se inferir que as amostras das orelhas, além de pequenas, são constituídas por tecido cartilaginoso e pele com pouca matéria orgânica e que por isso, a formação e a liberação de moléculas alcalinizantes (NH_4^+ , potássio, cálcio) e acidificantes (NO_2^- , e NO_3^-) não foram suficientes para modificar o pH do solo. Em seu estudo, Haslam e Tibbett (2009) enterraram

amostras de músculo estriado esquelético de ovinos em solos alcalino, básico ou ácido. O pH foi mensurado semanalmente, sendo constatado aumento do mesmo nas primeiras semanas, e diminuição após a terceira semana de IPM. Os autores discutiram que pelo fato do tecido muscular ser uma grande fonte de proteínas, houve a liberação de quantidades significativas de nitrogênio durante a decomposição, o que justifica as alterações no pH do solo. Hopkins et al. (2000) também constataram aumento do pH em solos de cemitério devido à alta liberação de NH_3 e, conseqüente conversão em NH_4^+ , pelos cadáveres inumados.

Ainda com relação ao pH do solo, no presente estudo, o pH foi classificado como neutro, e após 30 dias de IPM as amostras de cartilagem auricular de coelhos apresentaram importantes alterações, porém nenhuma amostra havia se decomposto totalmente. Esse resultado difere dos achados de Paulis et al. (2016) em que as orelhas de coelhos foram enterradas em solo ácido (pH=5,5), e após 30 dias, nenhuma amostra estava viável para análise. Haslam e Tibbett (2009) também relataram maior decomposição de tecidos musculares esqueléticos de ovinos enterrados em solo ácido, seguida por solos básico e alcalino, após 21 dias de IPM.

O pH influencia diretamente a colonização microbiana inicial do solo, pelo fato de afetar a solubilidade de minerais e nutrientes. Em solos alcalinos, por exemplo, os níveis de ferro, manganês e alumínio são baixos, logo a comunidade microbiana desse solo deve ser adaptada a essa condição (Cotta, 2016). Em seu estudo, Haslam e Tibbett (2009) não determinaram quais espécies de bactérias e fungos estavam presentes em cada solo, no entanto, a maior taxa de decomposição em solos ácidos foi atribuída à maior eficácia da população microbiana inicial nesse tipo de solo, em comparação com as comunidades microbiológicas iniciais dos solos neutro e alcalino.

Com relação às propriedades inorgânicas, o solo onde as amostras deste estudo foram enterradas apresentou altos teores de magnésio e cálcio, e valores considerados médios de fósforo. No entanto, não foi possível associar nenhuma alteração *post mortem* com algum desses minerais, e dessa forma sugerir uma possível influência dos mesmos na decomposição das amostras. Sabe-se que esses minerais são liberados do cadáver durante o processo de decomposição (Tumer et al., 2013). No entanto, no presente estudo a análise desses minerais foi realizada apenas previamente ao início do experimento, o que nos impossibilita fornecer informações referentes aos níveis de magnésio, cálcio, e fósforo durante o período experimental. No entanto, em toda literatura consultada não há estudos que tenham avaliado os níveis desses minerais antes ou durante o experimento (Haslam e Tibbett, 2009; Rogers et al., 2011; Rogers et al., 2014; Paulis et al., 2016).

O presente estudo foi conduzido durante os meses de julho e setembro. Durante o período experimental, a temperatura média do ar foi de $23,2^{\circ}\text{C} \pm 1,57^{\circ}\text{C}$, a umidade de $52,3\% \pm 3,04\%$, e foi registrado um índice pluviométrico de 10mm em um único dia. De acordo com Nimer (1989), durante o inverno nas regiões tropicais do Brasil, os valores diários médios de temperatura e umidade do ar são considerados baixos, e as chuvas escassas. No verão, ocorre aumento da temperatura e umidade, e as chuvas são mais frequentes. Como descrito, 83,33% das amostras de orelhas de coelhos perderam totalmente a arquitetura tecidual no 30º dia de IPM. No IPM de 30 dias, Paulis et al. (2016) relataram que 60% das orelhas de coelhos enterradas durante o inverno egípcio apresentavam completa perda da arquitetura (grau 4), enquanto os 40% restantes apresentavam comprometimento da arquitetura, perda de material nuclear e diminuição da espessura dos tecidos (grau 3).

No estudo de Paulis et al. (2016), não está claramente demonstrado se aos 30 dias a cartilagem não mais estava presente em 60% das amostras ou se ela estava presente mais sua arquitetura havia sido perdida, como observado neste estudo. Paulis et al. (2016) também não fizeram nenhuma menção às variáveis clima, temperatura e umidade do solo e do ar, que devem ser bem estabelecidas em estudos forenses, devido a influência que as mesmas exercem no processo de decomposição. Temperatura e umidade devem ser mensuradas diariamente. Mesmo o nosso estudo sendo conduzido em uma única estação do ano, é provável que as alterações *post mortem* observadas ocorressem mais rapidamente no verão, uma vez que as alterações cadavéricas são observadas mais precocemente em estações quentes e chuvosas (Giles et al., 2020), mas essa é uma hipótese que precisa ser investigada.

O peso das amostras reduziu em função do tempo nas três espécies. A perda de peso das amostras, paralelamente ao tempo, era esperada pelo fato de inicialmente ocorrer a desidratação dos tecidos moles, sendo esse processo responsável por perdas significativas da massa em cadáveres. Associada à perda hídrica, a biodegradação dos tecidos também proporciona redução da área das amostras. Pelo fato dessas duas variáveis serem correlacionadas, as amostras apresentarão menor peso nos IPM mais avançados, à medida que a área das mesmas diminui (Haslam e Tibbett, 2009; Brooks e Sutton, 2018).

Com relação à porcentagem de área de tecido perdida, também houve redução em função do tempo independente da espécie. A redução da área das amostras, assim como a perda de peso, também é justificada pelo processo de decomposição, em que os tecidos sofrem degradação ao longo do tempo e são reduzidos em fragmentos menores (Brooks e Sutton, 2018). A perda discreta de tecido ao longo da maioria dos IPM analisados comprovou que a cartilagem

auricular é um tecido resistente ao processo de decomposição após ser enterrada. De acordo com Alibegović et al. (2014^b), o fato de ser avascular, possuir uma MEC abundante e ser rica em fibras de colágeno, aliada à resistência dos condrócitos à acidose e hipóxia, fazem da cartilagem um tecido resistente à decomposição *post mortem*. Mesmo as amostras de coelhos sendo menos espessas em relação às amostras de bovinos e suínos, aos 30 dias de IPM ainda havia quantidade significativa de tecido, apesar de 83,33% das amostras apresentarem perda total da arquitetura da cartilagem à microscopia.

Com relação à porcentagem de área de pelagem perdida, em toda literatura consultada, apenas um trabalho avaliou a decomposição da orelha em diferentes IPM, e utilizou somente amostras de coelhos, o que limita a comparação entre as espécies. Nesse estudo, os pesquisadores graduaram de forma subjetiva a perda dos tecidos até os 30 dias, onde relatam a perda total da pelagem (Paulis et al., 2016), diferindo dos nossos resultados. Porém, deve ser levada em consideração a diferença entre o pH dos solos, sendo que no estudo citado anteriormente, o pH foi classificado como ácido, o que justifica a preservação dos tecidos e da pelagem das orelhas do nosso estudo, no mesmo IPM, uma vez que o solo era básico. Não foi objetivo do presente estudo avaliar as alterações no pelo e sim somente a perda de pelagem ao longo dos IPM. As alterações do fio de cabelos ao longo de diferentes IPM já foram previamente avaliadas. Esse estudo foi realizado com cabelos humanos enterrados em covas de 15 cm e analisados após três, 9, 14, 19 e 24 semanas de IPM. Macroscopicamente, nenhuma alteração *post mortem* foi observada nos fios em todos os IPM analisados. Na análise microscópica, observou-se colonização dos fios de cabelo por estruturas fúngicas a partir da nona semana. Formações de túneis dentro do fio, erosões na superfície cortical e quebra da haste do fio de cabelo foram observadas ao longo dos IPM. No entanto, concluiu-se que a análise da decomposição do cabelo humano tem pouco valor na estimativa do IPM, uma vez que os achados são inespecíficos (Rogers, 2010).

No tempo zero, embora não mensurada, ficou claramente evidenciada a menor espessura da pele e dos demais tecidos adjacentes à cartilagem nas amostras de coelhos, seguidas de bovinos e suínos. Sabe-se que a espessura dos tecidos pode influenciar no tempo de decomposição. Na literatura, não há estudos que tenham mensurado e comparado a espessura da pele da orelha de coelho, bovino e suíno. Porém, há estudos que demonstraram que amostras da pele do flanco de coelhos e bovinos, mediram 0,08mm e 5,46 mm, respectivamente, e amostras de pele da orelha de suínos, mediram 0,13 mm (Dowling, 1955; Wei et al., 2017). As diferenças anatômicas dos tecidos são importantes e devem ser levadas

em consideração. No entanto, a espessura da pele e dos tecidos adjacentes à cartilagem, além da própria espessura da cartilagem, pode ter contribuído para a velocidade de decomposição das amostras. No entanto, neste estudo, intriga o fato das amostras de coelhos não terem se decomposto totalmente mais rapidamente em comparação às amostras de bovinos e suínos, o que alerta para o fato da existência de outros fatores que contribuem para essa decomposição e que serão discutidos à frente.

A cera cadavérica ou adipocere foi observada pela primeira vez aos 10 dias nas três espécies. Nas amostras de coelhos, após o 10º dia de IPM, a adipocere foi observada apenas entre o 20º e o 25º dias. Em bovinos, a alteração foi observada até o 20º dia de IPM, e nos fragmentos de suínos e coelhos, não houve um padrão de identificação deste achado, sendo observada a cera no 10º, 20º e 35º dias. A formação da cera cadavérica era esperada pelo fato de ser um achado *post mortem* observado em cadáveres inumados, resultante da saponificação da gordura em ambientes anaeróbicos (Wilson et al., 2007). A presença de cera cadavérica pode auxiliar na estimativa do IPM, uma vez que a sua formação ocorre nos primeiros dias após a morte, no entanto, não deve ser utilizada como parâmetro único pela aleatoriedade com que foi observada neste estudo, particularmente nas amostras de suínos e coelhos.

Como descrito anteriormente, as amostras de coelhos apresentaram aparentemente menor espessura da pele e dos tecidos adjacentes à cartilagem e menor espessura de cartilagem, e no 30º dia de IPM 37,5% das amostras já haviam perdido entre 50-100% do tecido. Por isso, não era esperado que com 150 dias de IPM, 50% das amostras de coelho resistissem à decomposição. Inesperadamente, 100% das amostras de bovinos haviam se decomposto totalmente nesse mesmo período, e como esperado 100% das amostras de suínos resistiram. Esse resultado é difícil de ser explicado, visto que as covas de exumação das três espécies estavam próximas e, portanto, submetidas às mesmas condições ambientais.

Contudo, uma das hipóteses para tentar explicar a decomposição mais rápida das amostras de bovinos, poderia levar em consideração as diferenças na composição bioquímica da matriz extracelular da cartilagem de cada espécie. De acordo com Chiu et al. (2017), a MEC da cartilagem auricular de coelhos tem discretas quantidades de glicosaminoglicanos (GAGS), diferentemente de bovinos em que a MEC é rica em GAGS. No entanto, a quantidade de GAGS na MEC da cartilagem de bovinos é semelhante à da cartilagem de suínos, e como descrito anteriormente, no 150º dia, nenhuma amostra de suíno havia se decomposto totalmente. Nesse caso, devem ser levadas em consideração outras variáveis como a colonização das amostras por microorganismos e a presença de artrópodes nas covas. No

momento da exumação, esse filo foi observado na cova do dia 30 das amostras de coelhos, nas covas referentes aos dias 20 e 40 de bovinos, e em nenhuma cova da espécie suína. Não é possível saber se os artrópodes estavam presentes em outros momentos antes da exumação, porém sabe-se que esses animais podem acelerar a taxa de decomposição em cadáveres enterrados, devido ao consumo da matéria orgânica, principalmente pelas larvas, e pelo aumento da temperatura que esses invertebrados causam, principalmente na região intra-abdominal, no momento do consumo da matéria orgânica (Simmons et al., 2010). Em relação aos anelídeos, apesar de também terem sido observados nas covas, poucos estudos forenses citam a presença desse filo nos locais de inumação. Além disso, estes estudos não fazem nenhuma relação da influência da atividade dos anelídeos com a taxa de decomposição dos tecidos (Schlaghamerský e Krawczynski, 2015; Pittner et al., 2020^o).

Histologicamente, a perda da afinidade tintorial da cartilagem iniciou-se no 5^o dia de IPM nas amostras das três espécies animais, mas a perda total da afinidade tintorial em 100% das amostras ocorreu aos 30, 40 e 50 dias nas amostras de coelho, bovino e suíno, respectivamente. Essa perda da afinidade tintorial da cartilagem nos IPM mais avançados era esperada, pelo fato de ocorrer degradação das fibras de colágeno e de elastina da MEC da cartilagem com o passar do tempo. Esses resultados diferem do que foi observado por Rogers et al. (2011), onde a redução da afinidade tintorial das amostras de cartilagem articular de suínos foi observada apenas com 9 semanas ou 63 dias de exumação. Essa diferença pode estar relacionada ao tipo de cartilagem estudada e às condições ambientais que diferiram do presente estudo.

A perda de material nuclear dos condrócitos iniciou-se no 15^o dia de IPM nas amostras das três espécies animais, mas aos 30 dias essa alteração foi observada em maior número de amostras de coelho, seguido das amostras de bovino e suíno. No 30^o dia de IPM, 83,33% das amostras de coelho apresentavam perda total dos núcleos de condrócitos. Como a visualização das amostras dessa espécie foi observada até o 30^o dia, não foi possível saber com quantos dias, 100% das amostras apresentariam essa alteração. No entanto, nas amostras de suínos e bovinos, a perda total dos núcleos de condrócitos em 100% das amostras ocorreu aos 50 e 60 dias, respectivamente. Outros estudos com cartilagem também descreveram a perda do material nuclear em função do tempo, porém o período de ocorrência dessa alteração diferiu do presente estudo. Utilizando membros pélvicos de suínos, Rogers et al. (2011) visualizaram a perda parcial de núcleos da cartilagem articular apenas com 9 semanas ou 63 dias de exumação. Porém, deve ser levado em consideração que a articulação foi enterrada

completamente intacta, revestida por pele, musculatura, tendões e ligamentos, sendo a cartilagem articular anatomicamente menos exposta ao ambiente do que a cartilagem auricular, o que confere maior proteção e resistência ao processo de decomposição. No estudo de Paulis et al. (2016), com cinco dias de IPM, 20% das orelhas de coelhos apresentaram perda parcial de núcleo, e aos 30 dias a cartilagem estava inviável para análise. O aparecimento mais rápido dessa alteração no estudo citado anteriormente, em relação aos resultados aqui apresentados, pode ser explicado pelas diferenças nas condições ambientais e de solo.

A arquitetura tecidual foi mantida em todas as espécies entre os dias zero e 10. A perda da arquitetura do tecido cartilaginoso iniciou-se no 15º dia de IPM nas amostras das três espécies animais, mas aos 30 dias um maior número de amostras de coelho apresentavam perda da arquitetura tecidual, seguidas pelas amostras de bovino e suíno. Como a visualização das amostras do coelho foi feita até o 30º dia, não foi possível saber com quantos dias, 100% das amostras apresentariam perda da arquitetura do tecido cartilaginoso, assim como ocorreu com relação à perda do material nuclear dos condrócitos. No entanto, nas amostras de suínos e bovinos, a perda total da arquitetura do tecido cartilaginoso em 100% das amostras ocorreu aos 50 e 60 dias, respectivamente, à semelhança da perda do material nuclear. É difícil comparar estes resultados com o de outros estudos que não realizaram uma análise histológica progressiva tão detalhada ao longo de diferentes IPM. Mas, como descrito anteriormente este parece ser o primeiro estudo que avaliou e comparou as alterações temporais da decomposição *post mortem* da cartilagem de diferentes espécies. O que já foi publicado é que Rogers et al. (2011) descreveram que a cartilagem articular de suínos estava inviável para análise aos 84 dias de inumação e que Paulis et al. (2016) descreveram perda total da arquitetura da orelha de coelhos no 30º dia de IPM. Os resultados aqui apresentados demonstraram que nesses IPM, nem todas as amostras destas espécies estavam comprometidas, e que após 150 dias de inumação, 50% das amostras de coelhos e 100% das amostras de suínos ainda não haviam se decomposto totalmente. Essas diferenças podem ser atribuídas ao tipo de cartilagem estudada e às condições de clima e solo.

As amostras de bovinos e suínos apresentam colonização precoce por fungos e bactérias no 5º dia de IPM, ao contrário das amostras de coelhos que foram colonizadas por fungos e bactérias no 10º ou 15º dia de IPM. Na maioria dos IPM, houve concordância entre a cobertura esbranquiçada e a presença de fungos à microscopia. Mas, em coelhos e bovinos, a cobertura por fungos não foi observada macroscopicamente no 10º e 5º dias, respectivamente.

No entanto, foram visualizadas hifas fúngicas microscopicamente nesses períodos. Da mesma forma, em suínos, a cobertura esbranquiçada foi observada em 4,16% das amostras no 5º dia de IPM, porém os fungos não foram visualizados histologicamente. Naturalmente, que a presença macroscópica dos fungos geralmente é visualizada quando a quantidade dos microorganismos é muito grande. A visualização das hifas fúngicas na macroscopia e sua ausência no exame microscópico pode ser explicada principalmente quando a colonização ainda é muito superficial e pode ser removida pelo processamento histológico das amostras.

Com relação à colonização bacteriana das amostras, sua presença também era esperada, uma vez que na cronologia natural da decomposição após a autólise ocorre a heterólise, um processo transformativo que ocorre no cadáver resultante da ação de microorganismos (Brooks e Sutton, 2018). No entanto, no presente estudo não foi objetivo identificar o gênero das bactérias e dos fungos envolvidos. De acordo com Rogers et al. (2014), bactérias do gênero *Comamonas* sp. podem ser isoladas do líquido sinovial de articulações metatarsofalangeanas de suínos, caprinos e bovinos após três dias de inumação. Com relação aos fungos, foi demonstrado o predomínio da espécie *Yarrowia lipolytica* durante todo o período de decomposição de carcaças de suínos expostas a ambientes abertos (Fu et al., 2019). No entanto, pesquisas que avaliaram o tecido cartilaginoso, em diferentes IPM, não relataram a presença de fungos (Rogers et al., 2011; Rogers et al., 2014; Paulis et al., 2016). No presente estudo pode ser que as diferenças apresentadas entre as espécies animais, no que concerne à colonização microbiana das amostras, possa explicar a diferença no que se refere ao tempo total de decomposição das amostras, principalmente quando se compara as amostras de coelho com as de bovino. O tipo e a quantidade de microorganismos envolvidos na decomposição talvez expliquem porque todas as amostras de bovinos se decompuseram totalmente até os 150 dias, ao contrário das amostras de coelhos. Deve-se levar em consideração também a diferença entre as espécies com relação a presença dos microorganismos que fazem parte da fauna da pele antes mesmo das amostras serem enterradas. Outra questão que também deve ser avaliada é a diferença entre as espécies com relação à participação das enzimas no processo autolítico. Durante o processo degenerativo *ante mortem* da cartilagem, a matriz extra-celular sofre degradação por enzimas produzidas por ela mesma, como as metaloproteinases (MPMs), agrecanases e elastases (Ruiz-Gómez et al., 2019). No entanto, não se sabe se estas enzimas participam do processo de decomposição *post mortem* da cartilagem, sendo essa uma questão que também merece ser investigada.

O estudo de regressão demonstrou que os modelos matemáticos propostos em relação à perda de peso das amostras de coelhos, bovinos, e suínos são adequados para estimar o IPM. No entanto, os valores dos R^2 das equações estabelecidas para a perda de área e de pelagem das amostras demonstraram que as interações não foram fortes o suficiente, logo os modelos matemáticos para essas duas variáveis não devem ser empregados como métodos únicos para estimar o IPM. Esses resultados possivelmente se justificam pelo fato do peso ser uma medida quantitativa, não havendo influência do avaliador na sua mensuração, tornando-o a variável mais adequada nesses casos (Sampaio, 2015). Da mesma forma, independentemente da espécie, a espessura da cartilagem auricular também reduziu progressivamente ao longo do período e apresentou forte correlação com o tempo, podendo também ser considerada um bom parâmetro para estimar o IPM. As demais variáveis mensuradas como a perda de área da amostra e de pelagem, assim como as características histológicas da amostra, apesar de não apresentarem forte correlação com o tempo, também podem ser utilizadas para estimar o IPM, mas nunca sozinhas e sempre associadas a outros parâmetros.

CONCLUSÕES

- As análises macro e microscópica da cartilagem auricular de coelhos, bovinos e suínos podem ser utilizadas para estimar o IPM, até mesmo em casos de decomposição *post mortem* tardia.
- O aparecimento e a progressão das alterações macro e microscópicas *post mortem* da cartilagem auricular ocorrem progressivamente em função do tempo e variam entre as amostras dentro de cada espécie e entre espécies.
- A perda percentual média de peso das amostras das orelhas de coelho é maior em comparação às médias das orelhas de bovinos e suínos até os 30 dias de IPM. Aos 60 dias de IPM, a perda de peso das amostras de bovinos e suínos se equivale.
- A perda percentual da área das amostras é semelhante entre as espécies na maioria dos IPM até o 30º dia. Dos 30 aos 60 dias, a perda percentual da área das amostras de bovinos e suínos se equivale.
- As amostras de coelhos apresentam perda da área de pelagem maior e mais precoce em comparação às de bovinos e suínos. Entre o 35º e o 60º dias de IPM, a perda percentual da área de pelagem de bovinos e suínos se equivale.

- A correlação entre o tempo e a perda de peso das amostras é forte nas três espécies animais, demonstrando que a perda de peso das amostras é um bom parâmetro para estimar o IPM.
- A perda da afinidade tintorial da cartilagem inicia-se no 5º dia de IPM nas amostras das três espécies animais, mas a perda total da afinidade tintorial em 100% das amostras ocorre aos 30 dias, 40 dias e 50 dias nas amostras de coelho, bovino e suíno, respectivamente.
- A perda de material nuclear dos condrócitos e da arquitetura do tecido cartilaginoso inicia-se no 15º dia de IPM nas amostras das três espécies animais, mas aos 30 dias acomete maior número de amostras de coelho, seguido das amostras de bovino e suíno.
- As amostras de bovinos e suínos apresentam colonização precoce por fungos e bactérias no 5º dia de IPM, ao contrário das amostras de coelhos que são colonizadas por fungos e bactérias no 10º ou 15º dia de IPM.
- A espessura da cartilagem auricular reduz progressivamente nas amostras das três espécies animais ao longo do período, apresenta forte correlação com o tempo, e pode ser considerada um bom parâmetro para estimar o IPM.
- A decomposição total ocorre primeiro nas amostras de bovinos, seguidas das amostras de coelhos e suínos.

REFERÊNCIAS

ABMVL (Associação Brasileira de Medicina Veterinária Legal), Brasil. A atuação do médico veterinário como perito. 2014. Disponível em: <https://www.abmvl.org.br/index.php/>> Acesso em 13 de abril de 2020.

Alibegovic, A.; Blagus, R.; Martinez, I.Z. Safranin O Without Fast Green Is the Best Staining Method for Testing the Degradation of Macromolecules in a Cartilage Extracellular Matrix for the Determination of the Postmortem Interval. *Forensic. Sci. Med. Pathol.* v.16, p.252-258, 2019. doi: [10.1007/s12024-019-00208-0](https://doi.org/10.1007/s12024-019-00208-0).

Alibegovic, A. Cartilage: A new parameter for the determination of the post-mortem interval? *J. Forensic. Leg. Med.* v.27, p.39-45, 2014^a. doi: [10.1016/j.jflm.2014.08.005](https://doi.org/10.1016/j.jflm.2014.08.005).

Alibegovic, A.; Balažic, J.; Petrovič, D. et al. Viability of Human Articular Chondrocytes Harvested Postmortem: Changes with Time and Temperature of *In Vitro* Culture Conditions. *J. Forensic. Sci.* v.59, p.522-528, 2014^b. doi: [10.1111/1556-4029.12330](https://doi.org/10.1111/1556-4029.12330).

ALDF (The Animal Legal Defense Found), Estados Unidos. The legal voice for all animals. Disponível em: <https://aldf.org/>. Acessado em Dezembro de 2020.

Anderson, G.S. The Use Of Insects In Death Investigations: An Analysis of Cases In British Columbia Over A Five Year Period. *Can. Soc. Forens. Sci. J.* v.28, p.277-292, 1995. doi:[10.1080/00085030.1995.10757488](https://doi.org/10.1080/00085030.1995.10757488).

Benjamin, M.; Evans, E.J. Fibrocartilage. *J. Anat.* v.171, p.1-15, 1990. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/2081696/>

Bolton, S.; Whitehead, M.; Dudhia, J. et al. Investigating the Postmortem Molecular Biology of Cartilage and its Potential Forensic Applications. *J. Forensic. Sci.* v.60, p.1-7, 2015. doi: [10.1111/1556-4029.12764](https://doi.org/10.1111/1556-4029.12764).

Bradley-Siemens, N.; Brower, A.I. Veterinary Forensics: Firearms and Investigation of Projectile Injury. *Vet.Pathol.* v.53, p.988-1000, 2016. doi: [10.1177/0300985816653170](https://doi.org/10.1177/0300985816653170)

Brasil. Diário Oficial da União. Lei nº 14.064. Brasília, DF, 2020. Disponível em: [L14064 \(planalto.gov.br\)](https://www.planalto.gov.br/)

Brooks, J.W. Postmortem Changes in Animal Carcasses and Estimation of the Postmortem Interval. *Vet.Pathol.* v.53, p.929-940, 2016. doi: [10.1177/0300985816629720](https://doi.org/10.1177/0300985816629720)

Brooks, J.W.; Sutton, L. Postmortem Changes and Estimating the Postmortem Interval. In: Brooks, J.W (Ed). *Veterinary Forensic Pathology*. 1^a ed. Springer, 2018. v.1. cap 4. p.43-64.

Brundagel, A.; Byrd, J.H. Forensic Entomology in Animal Cruelty Cases. *Vet.Pathol.* v.53, p.898-909, 2016. doi: [10.1177/0300985816651683](https://doi.org/10.1177/0300985816651683)

Bryant, B.H.; BoekelheidE, K. Time-Dependent Changes in Post-Mortem Testis Histopathology in the Rat. *Toxicol. Pathol.* v.35, p.665-671, 2007. doi:[10.1080/01926230701459994](https://doi.org/10.1080/01926230701459994).

Cantürk, Q.I.; Çelik, S.; Sahin, M.F. et al. Investigation of opacity development in the human eye for estimation of the post-mortem interval. *Biocybern. Biomed. Eng.* v.37, p.559-565, 2017. doi:[10.1016/j.bbe.2017.02.001](https://doi.org/10.1016/j.bbe.2017.02.001)

Carrasco, P.A.; Brizuela, C.I.; Rodriguez, I.A. et al. Histological Transformation of the Dental Pulp as Possible Indicator of Post Mortem Interval: A Pilot Study. *Forensic. Sci. Int.* v.279, p.251-257, 2017. doi: [10.1016/j.forsciint.2017.09.001](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2017.09.001)

Cotta, S.R. O Solo Como Ambiente Para a Vida Microbiana. In: Cardoso, E.J.; Andreote F.D (Eds). *Microbiologia do Solo*. 2^a ed. Piracicaba, ESALQ, 2016. cap 2. p.23-37.

Cecilliason, A.S.; Andersson, M.G.; Nyberg, S. et al. Histological quantification of decomposed human livers: a potential aid for estimation of the post-mortem interval? *Int. J. Legal. Med.* v.135, p.253-267, 2021. doi: [10.1007/s00414-020-02467-x](https://doi.org/10.1007/s00414-020-02467-x).

Chiu, L.; Glardini-Rosa, R.; Weber, J.F. et al. Comparisions of Auricular Cartilage Tissues from Different Species. *Ann. Otol. Rhinol. Laryngol.*v.126, p.819-828, 2017. doi: [10.1177/0003489417738789](https://doi.org/10.1177/0003489417738789)

Cockle, D.L.; Bell, S.L. Human Decomposition and the Reliability of a ‘Universal’ Model for Post Mortem Interval Estimations. *Forensic. Sci. Int.* v.253, p.136.e1-136.e9, 2015. doi: [10.1016/j.forsciint.2015.05.018](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2015.05.018)

Cooper, J.E.; Cooper, M.E. Forensic veterinary medicine: a rapidly evolving discipline. *Forensic. Sci. Med. Pathol.* v.4, p.75-82, 2008. doi:[10.1007/s12024-008-9036-x](https://doi.org/10.1007/s12024-008-9036-x)

Croce, D.; Junior, D.C. Tanatologia Forense. In: CROCE, D.; JUNIOR, D.C. (Ed). *Manual de medicina legal*. 8^aed. São Paulo: Saraiva, 2012. cap.10. p.1090-1128.

Damann, F.E.; Williams, D.E.; Layton, A.C. Potential Use of Bacterial Community Succession in Decaying Human Bone for Estimating Postmortem Interval. *J.Forensic. Sci.* v.60, p.844-850, 2015. doi: [10.1111/1556-4029.12744](https://doi.org/10.1111/1556-4029.12744)

Dickson, G.C.; Poulter, R.T.M.; Maas, E.W. et al. Marine bacterial succession as a potential indicator of postmortem submersion interval. *Forensic. Sci. Int.* v.209, p.1-10, 2011. doi: [10.1016/j.forsciint.2010.10.016](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2010.10.016)

Donaldson, A.E.; Lamont, L.L. Biochemistry Changes That Occur after Death: Potential Markers for Determining Post-Mortem Interval. *PLoS. One.* v.8, p.1-10, 2013. doi: [10.1080/00450618.2013.784356](https://doi.org/10.1080/00450618.2013.784356).

Dowling, D.W. The thickness of cattle skin. *Aust. J. Agric. Res.* v.6, p. 776-785, 1955. doi: [10.1071/AR9550776](https://doi.org/10.1071/AR9550776)

Duynstee, M.L.; Verwoerd-Verhoef, H.L.; Verwoerd, C.D.; van Osch, G.J. The Dual Role of Perichondrium in Cartilage Wound Healing. *Plast. Reconstr. Surg.* v.110, p.1073-1079, 2002. doi: [10.1097/01.PRS.0000020991.10201.6C](https://doi.org/10.1097/01.PRS.0000020991.10201.6C).

Easton, A.M.; Smith, K.G. The entomology of the cadáver. *Med. Sci. Law.* v.10, p.208-315, 1970. doi: [10.1177/002580247001000403](https://doi.org/10.1177/002580247001000403).

Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA). Manual de Métodos de Análise de Solo. 3ª ed. 2017.

Engkvist, O.; Wilander, E. Formation of Cartilage From Rib Perichondrium Grafted to an Articular Defect in the Femur condyle of the Rabbit. *Scand. J. Plast. Reconstr. Surg.* v.13, p.371-376, 1979. doi: [10.3109/02844317909013085](https://doi.org/10.3109/02844317909013085).

Erlandsson, M.; Munro, R. Estimation of the *post-mortem* interval in beagle dogs. *Sci. Justice.* v.47, p.150-154, 2007. doi: [10.1016/j.scijus.2007.09.005](https://doi.org/10.1016/j.scijus.2007.09.005).

Farmer, J.G.; Benomran, F.; Watson, A.A.; Harland, W.A. Magnesium, Potassium, Sodium and Calcium in Post-Mortem Vitreous Humour From Humans. *Forensic. Sci. Int.* v.27, p.1-13, 1985. doi: [10.1016/0379-0738\(85\)90099-4](https://doi.org/10.1016/0379-0738(85)90099-4)

FBI (Federal Bureau Investigation), Estados Unidos. Tracking Animal Cruelty-FBI Collecting Data on Crimes Against Animals. Disponível em: <https://www.fbi.gov/news/stories/-tracking-animal-cruelty/>> Acesso em 27 de Março de 2020

Foditsch, E.E.; Saenger, A.M.; Monticelli, F.C. Skeletal muscle protein: a new approach to delimitate the time since death. *Int. J. Legal. Med.* v.130, p.433-440, 2016. doi: [10.1007/s00414-015-1204-4](https://doi.org/10.1007/s00414-015-1204-4)

Fox, A.S.; Bedi, A.; Rodeo, S.A. The Basic Science of Articular Cartilage. *Sports Health.* v.1, p.461-468, 2009. doi: [10.1177/1941738109350438](https://doi.org/10.1177/1941738109350438)

Fu, X.; Guo, J.; Finkelbergs, D. et al. Fungal succession during mammalian cadaver decomposition and potential forensic implications. *Sci. Rep.* v.9, p.1-9, 2019. doi: [10.1038/s41598-019-49361-0](https://doi.org/10.1038/s41598-019-49361-0)

Galloway, A.; Birkby, W.H.; Jones, A.M. et al. Decay rates of human remains in an arid environment. *J. Forensic. Sci.* v.34, p.607-616, 1989. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/2738563/>

Gelderman, H.T.; Boer, L.; Naujocks, T. et al. The Development of a Post-Mortem Interval: Estimation for Human Remains Found on Land in the Netherlands. *Int. J. Legal. Med.* v.132, p.863-873, 2018. doi: [10.1007/s00414-017-1700-9](https://doi.org/10.1007/s00414-017-1700-9).

Gentili, C.; Cancedda, R. Cartilage and Bone Extracellular Matrix. *Curr. Pharm. Des.* v.15, p.1334-1348, 2009. doi: [10.2174/138161209787846739](https://doi.org/10.2174/138161209787846739)

Giles, S.B.; Harrison, K.; Errickson, D. et al. The effect of seasonality on the application of accumulated degree-days to estimate the early post-mortem interval. *Forensic. Sci. Int.* v.315, p.1-13, 2020. doi: [10.1016/j.forsciint.2020.110419](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2020.110419)

Gwaltney-Brant, S.M. Veterinary Forensic Toxicology. *Vet.Pathol.* v.53, p.1067-1077, 2016. doi: [10.1177/0300985816641994](https://doi.org/10.1177/0300985816641994)

Hauther, K.A.; Cobaugh, K.L.; Jantz, L.M. et al. Estimating Time Since Death from Postmortem Human Gut Microbial Communities. *J. Forensic. Sci.* v.60, p. 1234-1239, 2015. doi: [10.1111/1556-4029.12828](https://doi.org/10.1111/1556-4029.12828)

Haslam, T.C.; Tibbett, M. Soils of Contrasting pH Affect the Decomposition of Buried Mammalian (*Ovis aries*) Skeletal Muscle Tissue. *J. Forensic. Sci.* v.54, p.900-904, 2009. doi: [10.1111/j.1556-4029.2009.01070.x](https://doi.org/10.1111/j.1556-4029.2009.01070.x).

Henssge, C.; Madea, B. Estimation of the time since death. *Forensic. Sci. Int.* v.165, p.182-184, 2007. doi: [10.1016/j.forsciint.2006.05.017](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2006.05.017)

Hopkins, D.W.; Wiltshire, P.E.J.; Turner, B.D. Microbial characteristics of soils from graves: an investigation at the interface of soil microbiology and forensic science. *Appl. Soil. Ecol.* v.14, p.283-288, 2000. doi: [10.1016/S0929-1393\(00\)00063-9](https://doi.org/10.1016/S0929-1393(00)00063-9)

Jaafar, S.; Nokes, L.D.M. Examination of the eye as a means to determine the early post-mortem period: A review of the literature. *Forensic. Sci. Int.* v.64, p.185-189, 1994. doi: [10.1016/0379-0738\(94\)90230-5](https://doi.org/10.1016/0379-0738(94)90230-5)

Jashnani, K.D.; Kale, S.A.; Rupani, A.B. Vitreous humor: biochemical constituents in estimation of post-mortem interval. *J. Forensic. Sci.* v.55, p.1523-1527, 2010. doi: [10.1111/j.1556-4029.2010.01501.x](https://doi.org/10.1111/j.1556-4029.2010.01501.x).

Jellinghaus, K.; Hachmann, C.; Höland, K. et al. Collagen degradation as a possibility to determine the post-mortem interval (PMI) of animal bones: a validation study referring to an original study of Boaks et al. (2014). *Int. J. Legal. Med.* v.132, p.753-763, 2017. doi: [10.1007/s00414-017-1747-7](https://doi.org/10.1007/s00414-017-1747-7)

Joseph, I.; Mathew, D.G.; Sathyan, P.; Vargheese, G. The use of insects in forensic investigations: An overview on the scope of forensic entomology. *J. Forensic. Dent. Sci.* v.3, p.89-91, 2011. doi: [10.4103/0975-1475.92154](https://doi.org/10.4103/0975-1475.92154)

Kagan, R.; Brooks, J.W. Performing the Forensic Necropsy. In: BROOKS, J.W (Ed). *Veterinary Forensic Pathology*. 1^a ed. Springer, 2018. v.1. cap 3. p.27-41.

Kawashima, W.; Hatake, K.; Kudo, R. Estimating the Time after Death on the Basis of Corneal Opacity. *J. Forensic. Res.* v.6, p.1-5, 2014. doi: [10.4172/2157-7145.1000269](https://doi.org/10.4172/2157-7145.1000269)

Lesnikova, I.; Schreckenvach, M.N.; Kristensen, M.P. et al. Usability of Immunohistochemistry in Forensic Samples With Varying Decomposition. *Am. J. Forensic. Med. Pathol.* v.39, p.185-191, 2018. doi: [10.1097/PAF.0000000000000408](https://doi.org/10.1097/PAF.0000000000000408).

Li, H.; Zhang, S.; Liu, R. Potential use of molecular and structural characterization of the gut bacterial community for postmortem interval estimation in Sprague Dawley rats. *Sci. Rep.* v.11, p.1-12, 2021. doi: [10.1038/s41598-020-80633-2](https://doi.org/10.1038/s41598-020-80633-2)

Maile, A.E.; Inoue, C.G.; Barksdale, L.E.; Carter, D.O. Toward a Universal Equation to Estimate Postmortem Interval. *Forensic Sci Int.* v.272, p.150-153, 2017. doi: [10.1016/j.forsciint.2017.01.013](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2017.01.013)

- Marchuk, L.; Sciore, P.; Reno, C. et al. Postmortem Stability of Total RNA Isolated From Rabbit Ligament, Tendon and Cartilage. *Biochim. Biophys. Acta.* v.1379, p.171-177, 1998. doi: [10.1016/s0304-4165\(97\)00094-9](https://doi.org/10.1016/s0304-4165(97)00094-9)
- Marlet, E.F.; Maiorka, P.C. Análise retrospectiva de casos de maus tratos contra cães e gatos na cidade de São Paulo. *Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.* v.47, p.385-394, 2010. doi: [10.11606/issn.1678-4456.bjvras.2010.26820](https://doi.org/10.11606/issn.1678-4456.bjvras.2010.26820)
- Matuszewski, S.; Hall, M.J.R.; Moreau, G. et al. Pigs vs people: the use of pigs as analogues for human in forensic entomology and taphonomy research. *Int. J. Legal. Med.* v.134, p.793-810, 2019. doi: [10.1007/s00414-019-02074-5](https://doi.org/10.1007/s00414-019-02074-5).
- McGarry, J.; Ratsep, E.; Ressel, L. et al. Introducing Forensic Entomology in Cases of Suspected Animal Neglect. *Vet. Rec.* v.182, p.1-7, 2018. doi: [10.1136/vr.104158](https://doi.org/10.1136/vr.104158).
- Merz-Perez, L.; Heide, K.; Silverman, I.J. Childhood Cruelty to Animals and Subsequent Violence Against Humans. v.45, p.556-573, 2001. doi: [10.1177/0306624X01455003](https://doi.org/10.1177/0306624X01455003)
- Metcalf, J.L.; Parfrey, L.W.; Gonzales, A. et al. A microbial clock provides an accurate estimate of the postmortem interval in a mouse model system. *Elife.* v.e01104, p.1-19, 2013. doi: [10.7554/eLife.01104](https://doi.org/10.7554/eLife.01104)
- Metcalf, J.L. Estimating the post-mortem interval using microbes: Knowledge gaps and a path to technology adoption. *Forensic. Sci. Int. Genet.* v.38, p.211-218, 2019. doi: [10.1016/j.fsigen.2018.11.004](https://doi.org/10.1016/j.fsigen.2018.11.004)
- Mihailović, Z.; Popović, V.; Durmic, T. et al. The significance of post-mortem vitreous calcium concentration in forensic practice. *Leg. Med.* v.47, p.1-4, 2020. doi: [10.1016/j.legalmed.2020.101779](https://doi.org/10.1016/j.legalmed.2020.101779)
- Nagai, M.; Sakurada, K.; Imaizumi, K. et al. Evaluation of Parameters for Estimating the Postmortem Interval of Skeletal Remains Using Bovine Femurs: A Pilot Study. *Diagnostics.* v.10, p.1-14, 2020. doi: [10.3390/diagnostics10121066](https://doi.org/10.3390/diagnostics10121066)
- Naumann, A.; Dennis, J.E.; Awadallah, A. Immunochemical and Mechanical Characterization of Cartilage Subtypes in Rabbit. *J. Histochem. Cytochem.* v.50, p.1049-58, 2002. doi: [10.1177/002215540205000807](https://doi.org/10.1177/002215540205000807).
- Nelson, D.L.; Cox, M.M. Carbohydrates and Glycobiology. In: Nelson, D.L.; Cox, M.M (Eds). *Lehninger Principles of Biochemistry*. 4^a ed. Sarvier, 2004. cap.7. p. 239-267.

Nimer, E. Climatologia do Brasil. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE). 2ª ed. Rio de Janeiro, p.265-314, 1989.

Nimeskern, L.; Utomo, L.; Lethovita, I. et al. Tissue composition regulates distinct viscoelastic responses in auricular and articular cartilage. *J. Biomech.* v.49, p.344-352, 2016. doi: [10.1016/j.jbiomech.2015.12.032](https://doi.org/10.1016/j.jbiomech.2015.12.032)

Noshy, P.A. Postmortem expression of apoptosis-related genes in the liver of mice and their use for estimation of the time of death. *Int. J. Legal. Med.* p.1-10, 2020. doi: [10.1007/s00414-020-02419-5](https://doi.org/10.1007/s00414-020-02419-5)

Ortmann, J.; Doberentz, E.; Madea, B. Immunohistochemical methods as an aid in estimating the time since death. *Forensic. Sci. Int.* v.273, p.71-79, 2017. doi:[10.1016/j.forsciint.2017.02.004](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2017.02.004)

Paulis, M.G.; Hassan, E.I.; Abd-Elgaber, A.E. Estimation of Postmortem Interval from Cartilage Changes of Rabbit Auricle. *Ain-Shams. J. Forensic. Med. Clin. Toxicol.* v.26, p.61-69, 2016. doi: [10.21608/ajm.2016.18545](https://doi.org/10.21608/ajm.2016.18545)

Parry, N.M.; Stoll, A. The Rise of Veterinary Forensics. *Forensic. Sci. Int.*, v.306, p.1-18, 2019. doi: [10.1016/j.forsciint.2019.110069](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2019.110069).

Pittner, S.; Monticelli, F.C.; Pfisterer, A. et al. Postmortem degradation of skeletal muscle proteins: a novel approach to determine the time since death. *Int. J. Legal. Med.* v.130, p.421-431, 2015. doi: [10.1007/s00414-015-1210-6](https://doi.org/10.1007/s00414-015-1210-6)

Pittner, S.; Ehrenfellner, B.; Monticelli, F.C. et al. Postmortem muscle protein degradation in humans as a tool for PMI delimitation. *Int. J. Legal. Med.* v.130, p.1547-1555, 2016. doi: [10.1007/s00414-016-1349-9](https://doi.org/10.1007/s00414-016-1349-9)

Pittner, S.; Gotsmy, W.; Zissler, A. Intra- and intermuscular variations of post-mortem protein degradation for PMI estimation. *Int. J. Legal. Med.* v.134, p.1775-1782, 2020^a. doi: [10.1007/s00414-020-02355-4](https://doi.org/10.1007/s00414-020-02355-4)

Pittner, S.; Bugelli, V.; Weitgasser, K. A field study to evaluate PMI estimation methods for advanced decomposition stages. *Int. J. Legal. Med.* v.134, p.1361-1373, 2020^b. doi: [10.1007/s00414-020-02278-0](https://doi.org/10.1007/s00414-020-02278-0).

- Pittner, S.; Bugelli, W.; Benbow, E.M. et al. The applicability of forensic time since death estimation methods for buried bodies in advanced decomposition stages. *PLoS One*. v.15, p.1-26, 2020. doi: [10.1371/journal.pone.0243395](https://doi.org/10.1371/journal.pone.0243395)
- Poór, V.S.; Lukács, D.; Nagy, T. et al. The Rate of RNA Degradation in Human Dental Pulp Reveals Post-Mortem Interval. *Int. J. Legal. Med.* v.130, p.615-619, 2016. doi: [10.1007/s00414-015-1295-y](https://doi.org/10.1007/s00414-015-1295-y).
- Probst, C.; Gethmann, J.; Amendt, J. Estimating the Postmortem Interval of Wild Boar Carcasses. *Vet. Sci.* v.7, p.1-22, 2020. doi: [10.3390/vetsci7010006](https://doi.org/10.3390/vetsci7010006)
- Ramos-Vara, J.A.; Borst, L.B. Immunohistochemistry: Fundamentals and Applications in Oncology. In: Meuten, D.J (Ed). *Tumor in Domestic Animals*. 5^a ed. Iowa: Wiley-Blackwell, 2016. v.1. cap.3. p.44-47.
- Reed, H.B. A Study of Dog Carcass Communities in Tennessee, with Special Reference to the Insects. *Am. Midl. Nat.* v.59, p.213-245, 1958. Disponível em: <https://www.jstor.org/stable/pdf/2422385.pdf>
- Ries, A.C.; Costa-Silva, V.; Santos, C.F. et al. Factors Affecting the Composition and Sucession of Beetles in Exposed Pig Carcasses in Southern Brazil. *J. Med. Entomol.* v.58, p.1-10, 2020. doi: [10.1093/jme/tjaa175](https://doi.org/10.1093/jme/tjaa175)
- Rogers, C. Dating Death: Forensic Taphonomy and the Postmortem Interval. University of Wolverhampton, 2010. Thesis (Degree of Doctor in Philosophy). Disponível em: [Dating Death: Forensic taphonomy and the postmortem interval - CORE](#).
- Rogers, C.J.; Clark, K.; Hodson, B.J. et al. Postmortem Degradation of Porcine Articular Cartilage. *J. Forensic. Leg. Med.* v.18, p.52-56, 2011. doi: [10.1016/j.jflm.2010.11.006](https://doi.org/10.1016/j.jflm.2010.11.006)
- Rogers, C.J.; Ten Broek, C.M.; Hodson, B. et al. Identification of Crystals Forming on Porcine Articular Cartilage: A New Method for the Estimation of the Postmortem Interval. v.59, p.1575-1582, 2014. doi: [10.1111/1556-4029.12567](https://doi.org/10.1111/1556-4029.12567).
- Roughley, P.J. The Structure and Function of Cartilage Proteoglycans. *Eur. Cell. Matter.* v.30, p.92-101, 2006. doi: [10.22203/ecm.v012a11](https://doi.org/10.22203/ecm.v012a11).
- Ruiz, H.A. Incremento da Exatidão da Análise Granulométrica do Solo Por Meio da Coleta da Suspensão (Silte + Argila). *R. Bras. Ci. Solo.* v.29, p.297-300, 2005. doi: [10.1590/S0100-06832005000200015](https://doi.org/10.1590/S0100-06832005000200015)

- Ruiz-Gómez, G.; Vogel, S.; Möller, S. et al. Glycosaminoglycans influence enzyme activity of MMP2 and MMP2/TIMP3 complex formation-Insights at cellular and molecular level. *Sci. Rep.* v.9, p.1-15, 2019. doi: [10.1038/s41598-019-41355-2](https://doi.org/10.1038/s41598-019-41355-2)
- Sampaio, I.B.M. Estatística Aplicada à Experimentação Animal. 4ª ed. Belo Horizonte: Fundação de Ensino e Pesquisa em Medicina Veterinária e Zootecnia. 2015.
- Samuelson, D.A. Cartilagem e Osso. In: Samuelson, D.A (Ed). *Tratado de Histologia Veterinária*. 1ª. Elsevier, 2007. v.1, p.98-106.
- Santos, W. Forensic entomology in the veterinary contexto. *Vet. Rec.* v.182, p.137-138, 2018. doi: [10.1136/vr.k407](https://doi.org/10.1136/vr.k407).
- Schlaghamerský, J.; Krawczynski, R. Does carcass decomposition affect soil-dwelling enchytraeids?. *Soil. Org.* v.87, p.91-100, 2015. Disponível em: <https://www.muni.cz/en/research/publications/1338531>
- Simmons, T.; Cross, P.A.; Adlam, R.E.; Moffatt, C. The Influence of Insects on Decomposition Rate in Buried and Surface Remains. *J. Forensic, Sci.* v.55, p.889-892, 2010. doi: [10.1111/j.1556-4029.2010.01402.x](https://doi.org/10.1111/j.1556-4029.2010.01402.x).
- Stacy, B.A.; Costidis, A.M.; Keene, J.L. Histologic Changes in Traumatized Skeletal Muscle Exposed to Seawater: A Canine Cadaver Study. *Vet. Pathol.* v.52, p.170-175, 2015. doi: [10.1177/0300985814522820](https://doi.org/10.1177/0300985814522820).
- SWFW (The Society for Wildlife Forensic Sciences). SWFS Standards and Guidelines for Wildlife Forensic Analysis-Version 3. 2018. Disponível em: <https://www.wildlifeforensicscience.org/>> Acesso em 10 de Abril de 2020
- Tavichakorntrakool, R.; Prasongwattana, V.; Sriboonlue, P. et al. Serial Analyses of Postmortem Changes in Human Skeletal Muscle: A Case Study of Alterations in Proteome Profile, Histology, Electrolyte Contents, Water Composition, and Enzyme Activity. *Proteomics. Clin. Appl.* v.2, p.1255-1264, 2008. doi: [10.1002/prca.200800051](https://doi.org/10.1002/prca.200800051).
- Touroo, R.; Brooks, J.W.; Lockwood, R.; Reisman, R. Medicolegal Investigation. In: Brooks, J.W (Ed). *Veterinary Forensic Pathology*. 1ª ed. Springer, 2018. v.1. cap 1. p.1-8.
- Tozzo, P.; Scrivano, S.; Sanavio, M. The Role of DNA Degradation in the Estimation of Post-Mortem Interval: A Systematic Review of the Current Literature. *Int. J. Mol. Sci.* v.21, p.1-21, 2020. doi: [10.3390/ijms21103540](https://doi.org/10.3390/ijms21103540).

Tumer, A.R.; Karacaglu, E.; Namli, A. et al. Effects of different types of soil on decomposition: An experimental study. *Leg Med.* v.15, p.149-156, 2013. doi: [10.1016/j.legalmed.2012.11.003](https://doi.org/10.1016/j.legalmed.2012.11.003)

Vass, A.A. The elusive universal post-mortem interval formula. *Forensic. Sci. Int.* v.204, p.34-40, 2011. doi: [10.1016/j.forsciint.2010.04.052](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2010.04.052).

Vavpotic, M.; Turk, T.; Martincic, D.S.; Balazic, J. Characteristics of the Number of Odontoblasts in Human Dental Pulp Post-Mortem. *Forensic. Sci. Int.* v.193, p.122-126, 2009. doi: [10.1016/j.forsciint.2009.09.023](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2009.09.023).

Watkins, J. Connective tissues. In: Watkins, J.; Editor, S.; Mathieson, I (Eds). *The Pocket Podiatry Guide: Functional Anatomy*. 1^a ed, Elsevier, 2009, v.1, cap.4. p.107-156. doi: [10.1016/B978-0-7020-3032-1.00004-4](https://doi.org/10.1016/B978-0-7020-3032-1.00004-4).

Watson, E.J.; Carlton, C.E. Insect succession and decomposition of wildlife carcasses during fall and winter in Louisiana. *J. Med. Entomol.* v. 42, p.193-203, 2005. doi: [10.1603/0022-2585\(2005\)042\[0193:ISADOW\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1603/0022-2585(2005)042[0193:ISADOW]2.0.CO;2)

Watson, E.; Heng, H.G. Forensic Radiology and Imaging For Veterinary Radiologists. *Vet. Radiol. Ultrasound.* v.58, p.245-258, 2017. doi: [10.1111/vru.12484](https://doi.org/10.1111/vru.12484)

Wehner, F.; Wehner, H.D.; Schieffer, M.C.; Subke, J. Delimitation of the time of death by immunohistochemical detection of insulin in pancreatic beta-cells. *Forensic. Sci. Int.* v.105, p.161-169, 1999. doi: [10.1016/s0379-0738\(99\)00124-3](https://doi.org/10.1016/s0379-0738(99)00124-3).

Wehner, F.; Wehner, H.D.; Subke, J. Delimitation of the time of death by immunohistochemical detection of glucagon in pancreatic alpha-cells. *Forensic. Sci. Int.* v.124, p.192-199, 2001. doi: [10.1016/s0379-0738\(01\)00608-9](https://doi.org/10.1016/s0379-0738(01)00608-9).

Wei, J.C.; Edwards, G.A.; Martin, D.J. et al. Allometric scaling of skin thickness, elasticity, viscoelasticity to mass for micro-medical device translation: from mice, rats, rabbits, pigs to human. *Sci. Rep.* v.7, p.1-16, 2017. doi: [10.1038/s41598-017-15830-7](https://doi.org/10.1038/s41598-017-15830-7)

Welson, N.N.; Gaber, S.S.; Batiha, G.E.S. et al., Evaluation of time passed since death by examination of oxidative stress markers, histopathological, and molecular changes of major organs in male albino rats. *Int. J. Legal. Med.* v.135, p.269-280, 2020. doi: [10.1007/s00414-020-02463-1](https://doi.org/10.1007/s00414-020-02463-1)

Werner, P.R. Morte Somática- Alterações *Post Mortem*. In: Werner, P.R (Ed). *Patologia Geral Veterinária Aplicada*. 1ª ed. São Paulo: Roca, 2011. cap.7. p.145-162.

Wilson, A.S.; Janaway, R.C.; Holland, A.D. et al. Modelling the buried human body environment in upland using three contrasting field sites. *Forensic. Sci. Int.* v.169, p.6-18, 2007. doi: [10.1016/j.forsciint.2006.07.023](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2006.07.023).

Wilson, S.J.; Christensen, A.M. A test of the citrate method of PMI estimation from skeletal remains. *Forensic. Sci. Int.* v.270, p.70-75, 2017. doi: [10.1016/j.forsciint.2016.11.026](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2016.11.026).

Williams, T.; Soni, S.; White, J. Evaluation of DNA degradation using flow cytometry: promising tool for postmortem interval determination. *Am. J. Forensic. Med. Pathol.* v.36,0.104-110, 2015. doi: [10.1097/PAF.0000000000000146](https://doi.org/10.1097/PAF.0000000000000146).

Yahia, D.; El-Amir, Y.O.; Sadek, A.A. Early postmortem biochemical and histopathological changes in the kidney, liver, and muscles of dogs. *Comp. Clin. Path.* v.27, p.1447-1455, 2018. Disponível em: <https://link.springer.com/article/10.1007/s00580-018-2756-8>.

Young, S.T.; Wells, J.D.; Hobbs, G.R. Estimating post-mortem interval using RNA degradation and morphological changes in tooth pulp. *Forensic. Sci. Int.* v.229, p.162.e6-163.e6, 2013. doi: [10.1016/j.forsciint.2013.03.035](https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2013.03.035)

Yu, C.; Abbott, P.V. An overview of the Dental Pulp: Its Functions and Responses to Injury. *Aust. Dent. J.* v.52, p.S4-S15, 2007. doi: [10.1111/j.1834-7819.2007.tb00525.x](https://doi.org/10.1111/j.1834-7819.2007.tb00525.x).

Zhouru, L.I.; Jiao, H.; Zhenyuan, W. An Investigation on Annular Cartilage Samples for Post-Mortem Interval Estimation Using Fourier Transform Infrared Spectroscopy. *Forensic. Sci. Med. Pathol.* v.15, p.521-527, 2019. doi: [10.1007/s12024-019-00146-x](https://doi.org/10.1007/s12024-019-00146-x)

Zissler, A.; Stoiber, W.; Steinbacher, P. et al. Postmortem Protein Degradation as a Tool to Estimate the PMI: A Systematic Review. *Diagnostics.* v.10, p.1-34, 2020. doi: [10.3390/diagnostics10121014](https://doi.org/10.3390/diagnostics10121014)

Zopf, D.; Flanagan, C.L.; Nasser, H.B. et al. Biomechanical Evaluation of Human and Porcine Auricular Cartilage. *Laryngoscope.* v.125, p.1-17, 2015. doi: [10.1002/lary.25040](https://doi.org/10.1002/lary.25040)

ANEXOS

PROTOCOLO DE PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS

Metodologia após exumação

- Retirada do excesso de solo das amostras com pincel
- Pesagem em balança analítica
- Registro fotográfico e descrição macroscópica
- Fixação das amostras em formalina 10%, neutra, e tamponada por no mínimo 24h

Técnica de inclusão em parafina para as amostras de coelhos

- Álcool 70%2h
- Álcool 80%2h
- Álcool 90%2h
- Álcool absoluto2h
- Xilol40 min
- Embebição pela parafina40 min

Técnica de inclusão em parafina para as amostras de bovinos

- Álcool 70%2h
- Álcool 80%2h
- Álcool 90%2h
- Álcool absoluto2h
- Xilol50 min
- Embebição pela parafina50 min

Técnica de inclusão em parafina para as amostras de suínos

- Álcool 70%2h
- Álcool 80%2h
- Álcool 90%2h

- Álcool absoluto2h
- Xilol1h
- Embebição pela parafina1h

Técnica de coloração pela hematoxilina e eosina

- Estufa 60° C 30 min
- Xilol I 15 min
- Xilol II 10 min
- Álcool absoluto I..... 5 min
- Álcool absoluto II 5 min
- Álcool absoluto III..... 5 min
- Álcool 90%..... 5 min
- Álcool 80%..... 5 min
- Água Destilada..... 5 min
- Hematoxilina..... 4 min
- Água corrente..... 15 min
- Eosina..... 3 min
- Álcool 95% 10 seg
- Álcool 95% 10 seg
- Álcool 95%..... 10 seg
- Álcool absoluto I..... 10 min
- Álcool absoluto II..... 10 min
- Xilol..... 5 min
- Montagem das lâmina com bálsamo

Temperatura, umidade e pH do solo de três pontos da área experimental do dia 0 (dia da inumação) até os 60 dias de experimento

DIA	Período do dia	Temperatura (oC)	pH	Umidade (%)
0	Manhã	19,6 ± 2,081	7 ± 0	61,0 ± 0,000
0	Tarde	26,4 ± 4,178	7 ± 0	47,6 ± 4,041
1	Manhã	22,6 ± 2,821	7 ± 0	51,0 ± 1,732
1	Tarde	25,3 ± 2,052	7 ± 0	50,7 ± 3,055
2	Manhã	18,9 ± 3,124	7 ± 0	59,0 ± 7,000
2	Tarde	25,9 ± 0,251	7 ± 0	57,0 ± 1,732
3	Manhã	22,4 ± 0,793	7 ± 0	54,0 ± 23,542
3	Tarde	24,7 ± 0,264	7 ± 0	57,3 ± 27,971
4	Manhã	23,13 ± 1,167	7 ± 0	58,0 ± 1,732
4	Tarde	21,9 ± 0,550	7 ± 0	54,6 ± 0,577
5	Manhã	20,9 ± 1,747	7 ± 0	56,3 ± 2,516
5	Tarde	24,8 ± 0,608	7 ± 0	58,0 ± 2,645
6	Manhã	23,0 ± 2,272	7 ± 0	55,0 ± 3,605
6	Tarde	25,0 ± 0,404	7 ± 0	54,6 ± 0,577
7	Manhã	19,43 ± 0,650	7 ± 0	56,3 ± 0,577
7	Tarde	26,3 ± 0,404	7 ± 0	57,7 ± 1,527
8	Manhã	21,5 ± 2,426	7 ± 0	60,0 ± 3,464
8	Tarde	26,0 ± 1,014	7 ± 0	59,3 ± 2,081
9	Manhã	22,3 ± 1,900	7 ± 0	60,3 ± 2,886
9	Tarde	23,03 ± 0,05	7 ± 0	65,0 ± 3,605
10	Manhã	20,0 ± 1,873	7 ± 0	58,3 ± 1,154
10	Tarde	25,0 ± 1,050	7 ± 0	55,0 ± 0,577
11	Manhã	20,0 ± 0,642	7 ± 0	56,3 ± 2,081
11	Tarde	23,1 ± 0,351	7 ± 0	55,0 ± 0,000
12	Manhã	19,0 ± 1,274	7 ± 0	54,3 ± 0,577
12	Tarde	23,0 ± 0,602	7 ± 0	54,0 ± 1,527
13	Manhã	22,0 ± 0,953	7 ± 0	57,0 ± 3,214
13	Tarde	23,0 ± 0,351	7 ± 0	57,0 ± 3,214
14	Manhã	23,4 ± 1,452	7 ± 0	54,0 ± 2,645
14	Tarde	25,5 ± 0,550	7 ± 0	55,3 ± 1,527
15	Manhã	23,2 ± 0,360	7 ± 0	59,6 ± 6,110
15	Tarde	24,0 ± 2,514	7 ± 0	54,3 ± 0,577
16	Manhã	21,0 ± 0,550	7 ± 0	54,0 ± 1,000
16	Tarde	24,6 ± 0,611	7 ± 0	51,0 ± 1,000
17	Manhã	19,0 ± 0,568	7 ± 0	52,3 ± 0,577
17	Tarde	24,2 ± 0,702	7 ± 0	58,0 ± 2,645
18	Manhã	21,0 ± 0,642	7 ± 0	61,3 ± 4,932
18	Tarde	25,1 ± 0,152	7 ± 0	56,3 ± 0,577
19	Manhã	23,3 ± 0,721	7 ± 0	57,3 ± 4,932
19	Tarde	26,0 ± 0,321	7 ± 0	60,0 ± 4,358
20	Manhã	21,0 ± 0,5	7 ± 0	60,3 ± 0,577
20	Tarde	24,2 ± 0,472	7 ± 0	57,0 ± 0,577
21	Manhã	23,03 ± 1,625	7 ± 0	65,0 ± 7,810
21	Tarde	23,0 ± 0,288	7 ± 0	56,3 ± 1,154

22	Manhã	20,0 ± 0,503	7 ± 0	55,0 ± 3,214
22	Tarde	27,0 ± 0,754	7 ± 0	57,0 ± 0,577
23	Manhã	22,0 ± 0,953	7 ± 0	56,0 ± 1,732
23	Tarde	25,3 ± 1,113	7 ± 0	54,0 ± 0,000
24	Manhã	21,0 ± 0,818	7 ± 0	58,0 ± 1,000
24	Tarde	25,2 ± 0,757	7 ± 0	54,0 ± 0,000
25	Manhã	19,1 ± 0,665	7 ± 0	54,3 ± 0,577
25	Tarde	24,1 ± 0,251	7 ± 0	58,0 ± 5,567
26	Manhã	19,7 ± 1,331	7 ± 0	59,3 ± 3,785
26	Tarde	23,4 ± 0,360	7 ± 0	51,3 ± 2,309
27	Manhã	20,2 ± 2,759	7 ± 0	47,3 ± 2,081
27	Tarde	23,5 ± 1,123	7 ± 0	51,0 ± 4,000
28	Manhã	18,5 ± 0,650	7 ± 0	50,6 ± 0,577
28	Tarde	22,3 ± 0,556	7 ± 0	52,0 ± 3,605
29	Manhã	19,0 ± 0,692	7 ± 0	51,3 ± 0,577
29	Tarde	23,5 ± 0,642	7 ± 0	50,3 ± 0,577
30	Manhã	19,0 ± 0,763	7 ± 0	50,6 ± 1,154
30	Tarde	23,5 ± 0,416	7 ± 0	53,6 ± 1,527
31	Manhã	19,3 ± 0,503	7 ± 0	50,0 ± 1,000
31	Tarde	25,0 ± 0,763	7 ± 0	49,0 ± 1,000
32	Manhã	19,5 ± 0,346	7 ± 0	52,0 ± 0,000
32	Tarde	25,5 ± 0,321	7 ± 0	52,6 ± 3,785
33	Manhã	20,0 ± 0,960	7 ± 0	53,3 ± 1,527
33	Tarde	23,2 ± 0,655	7 ± 0	55,0 ± 1,732
34	Manhã	22,6 ± 0,635	7 ± 0	55,0 ± 1,732
34	Tarde	25,0 ± 0,608	7 ± 0	53,3 ± 3,214
35	Manhã	22,3 ± 0,608	7 ± 0	53,6 ± 2,886
35	Tarde	25,2 ± 0,346	7 ± 0	55,6 ± 2,886
36	Manhã	22,0 ± 0,378	7 ± 0	57,6 ± 2,081
36	Tarde	25,4 ± 4,147	7 ± 0	60,3 ± 1,527
37	Manhã	23,5 ± 2,426	7 ± 0	55,0 ± 1,732
37	Tarde	27,2 ± 0,854	7 ± 0	57,3 ± 1,527
38	Manhã	22,6 ± 0,907	7 ± 0	55,6 ± 1,527
38	Tarde	28,1 ± 0,404	7 ± 0	55,0 ± 1,000
39	Manhã	22,6 ± 0,550	7 ± 0	54,0 ± 1,732
39	Tarde	26,8 ± 0,602	7 ± 0	56,3 ± 3,055
40	Manhã	27,0 ± 0,404	7 ± 0	55,3 ± 4,041
40	Tarde	27,5 ± 0,321	7 ± 0	53,3 ± 1,154
41	Manhã	23,0 ± 0,808	7 ± 0	59,3 ± 3,785
41	Tarde	27,5 ± 0,378	7 ± 0	54,6 ± 0,577
42	Manhã	25,0 ± 2,484	7 ± 0	58,6 ± 1,527
42	Tarde	31,0 ± 1,4	7 ± 0	54,3 ± 0,577
43	Manhã	23,4 ± 0,871	7 ± 0	53,6 ± 2,886
43	Tarde	32,0 ± 4,161	7 ± 0	54,6 ± 2,081
44	Manhã	26,0 ± 0,916	7 ± 0	52,0 ± 1,732
44	Tarde	30,6 ± 1,311	7 ± 0	52,3 ± 2,081
45	Manhã	21,6 ± 1,115	7 ± 0	51,0 ± 1,732
45	Tarde	20,3 ± 1,345	7 ± 0	54,0 ± 0,000
46	Manhã	18,4 ± 3,580	7 ± 0	60,3 ± 0,577
46	Tarde	18,3 ± 0,115	7 ± 0	65,3 ± 0,577
47	Manhã	19,5 ± 1,497	7 ± 0	66,0 ± 0,000
47	Tarde	19,3 ± 1,115	7 ± 0	62,0 ± 0,000
48	Manhã	19,2 ± 0,585	7 ± 0	57,0 ± 2,645

48	Tarde	$22,5 \pm 0,737$	7 ± 0	$59,3 \pm 3,785$
49	Manhã	$19,5 \pm 1,069$	7 ± 0	$51,0 \pm 2,081$
49	Tarde	$25,0 \pm 0,871$	7 ± 0	$53,0 \pm 1,732$
50	Manhã	$18,3 \pm 1,550$	7 ± 0	$45,6 \pm 0,577$
50	Tarde	$26,2 \pm 0,832$	7 ± 0	$51,0 \pm 1,000$
51	Manhã	$20,5 \pm 0,416$	7 ± 0	$57,3 \pm 1,527$
51	Tarde	$26,0 \pm 1,365$	7 ± 0	$61,3 \pm 5,131$
52	Manhã	$20,0 \pm 0,568$	7 ± 0	$56,6 \pm 4,041$
52	Tarde	$28,7 \pm 0,264$	7 ± 0	$53,0 \pm 0,000$
53	Manhã	$23,1 \pm 2,128$	7 ± 0	$54,3 \pm 0,577$
53	Tarde	$27,5 \pm 0,850$	7 ± 0	$54,3 \pm 0,577$
54	Manhã	$24,0 \pm 2,685$	7 ± 0	$57,0 \pm 3,055$
54	Tarde	$29,2 \pm 0,264$	7 ± 0	$52,0 \pm 3,055$
55	Manhã	$26,0 \pm 0,472$	7 ± 0	$54,3 \pm 6,658$
55	Tarde	$29,5 \pm 1,159$	7 ± 0	$61,0 \pm 1,732$
56	Manhã	$26,3 \pm 0,503$	7 ± 0	$54,3 \pm 0,577$
56	Tarde	$30,0 \pm 1,769$	7 ± 0	$50,3 \pm 1,527$
57	Manhã	$25,0 \pm 2,165$	7 ± 0	$58,0 \pm 5,291$
57	Tarde	$27,7 \pm 0,7$	7 ± 0	$42,6 \pm 0,577$
58	Manhã	$23,5 \pm 1,404$	7 ± 0	$52,0 \pm 7,000$
58	Tarde	$29,3 \pm 2,505$	7 ± 0	$51,6 \pm 4,932$
59	Manhã	$23,5 \pm 0,655$	7 ± 0	$48,6 \pm 2,081$
59	Tarde	$31,0 \pm 2,165$	7 ± 0	$44,0 \pm 1,000$
60	Manhã	$26,4 \pm 0,721$	7 ± 0	$46,3 \pm 3,511$
60	Tarde	$29,3 \pm 1,955$	7 ± 0	$42,6 \pm 6,350$

Temperatura e umidade do ar na área experimental do dia 0 (dia da inumação) até os 60 dias de experimento

DIA	Período do dia	Temperatura (oC)	Umidade (%)
0	Manhã	19,6	61,0
0	Tarde	24,0	48,0
1	Manhã	22,2	54,0
1	Tarde	23,3	50,0
2	Manhã	20,0	56,0
2	Tarde	24,4	53,3
3	Manhã	21,6	57,0
3	Tarde	24,0	54,0
4	Manhã	21,9	59,0
4	Tarde	22,3	55,3
5	Manhã	21,5	57,3
5	Tarde	23,9	52,7
6	Manhã	21,8	57,0
6	Tarde	24,1	54,0
7	Manhã	21,0	58,0
7	Tarde	25,0	51,7
8	Manhã	22,0	60,0
8	Tarde	23,6	56,3
9	Manhã	21,2	59,0
9	Tarde	24,0	55,0
10	Manhã	21,5	58,3
10	Tarde	23,0	55,0
11	Manhã	22,0	58,3
11	Tarde	22,5	55,0
12	Manhã	20,3	56,0
12	Tarde	22,5	54,0
13	Manhã	22,0	57,0
13	Tarde	22,5	55,3
14	Manhã	21,7	58,0
14	Tarde	24,5	51,6
15	Manhã	22,2	57,6
15	Tarde	24,4	53,6
16	Manhã	22,0	55,0
16	Tarde	23,6	50,6
17	Manhã	21,7	54,6
17	Tarde	23,0	54,3
18	Manhã	22,2	57,0
18	Tarde	24,0	51,7
19	Manhã	22,0	55,3
19	Tarde	24,3	53,0
20	Manhã	22,4	59,0
20	Tarde	24,5	54,0
21	Manhã	22,4	57,0
21	Tarde	23,1	54,0
22	Manhã	22,4	58,0

22	Tarde	26,0	47,0
23	Manhã	23,2	54,0
23	Tarde	23,4	54,0
24	Manhã	22,1	56,0
24	Tarde	24,8	51,3
25	Manhã	21,5	55,0
25	Tarde	24,2	51,3
26	Manhã	21,8	54,6
26	Tarde	23,6	45,6
27	Manhã	21,2	50,6
27	Tarde	23,4	45,0
28	Manhã	20,6	50,3
28	Tarde	22,5	46,3
29	Manhã	20,5	51,6
29	Tarde	22,6	47,0
30	Manhã	19,7	51,0
30	Tarde	22,6	46,6
31	Manhã	20,0	50,6
31	Tarde	23,3	47,0
32	Manhã	20,8	51,3
32	Tarde	22,6	50,0
33	Manhã	21,0	54,6
33	Tarde	21,6	51,3
34	Manhã	21,7	55,3
34	Tarde	22,5	51,0
35	Manhã	23,3	52,0
35	Tarde	23,0	51,3
36	Manhã	22,6	57,6
36	Tarde	25,5	52,0
37	Manhã	22,9	54,3
37	Tarde	26,0	52,0
38	Manhã	22,5	55,3
38	Tarde	26,3	50,0
39	Manhã	21,8	56,0
39	Tarde	25,4	50,3
40	Manhã	24,7	52,6
40	Tarde	26,6	50,3
41	Manhã	24,1	53,6
41	Tarde	26,2	52,0
42	Manhã	24,7	56,3
42	Tarde	27,1	50,3
43	Manhã	24,0	54,0
43	Tarde	29,2	47,3
44	Manhã	25,0	54,3
44	Tarde	29,0	46,0
45	Manhã	23,23	54,0
45	Tarde	21,7	54,3
46	Manhã	19,0	58,3
46	Tarde	19,4	65,0
47	Manhã	19,1	64,3
47	Tarde	21,3	60,3
48	Manhã	20,5	55,6
48	Tarde	21,3	54,0

49	Manhã	23,0	45,0
49	Tarde	22,1	43,0
50	Manhã	19,3	45,3
50	Tarde	23,5	47,0
51	Manhã	21,2	52,3
51	Tarde	24,0	47,0
52	Manhã	21,0	55,6
52	Tarde	24,9	50,0
53	Manhã	23,0	52,3
53	Tarde	26,3	47,0
54	Manhã	23,5	53,6
54	Tarde	26,2	45,0
55	Manhã	23,6	52,3
55	Tarde	27,6	47,0
56	Manhã	24,7	52,3
56	Tarde	27,6	46,0
57	Manhã	24,6	50,0
57	Tarde	27,2	42,6
58	Manhã	24,0	47,0
58	Tarde	26,5	41,3
59	Manhã	24,3	44,3
59	Tarde	28,8	33,0
60	Manhã	25,0	44,6
60	Tarde	26,6	36,3

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de coelhos exumados no dia 10.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/nelídeos na cova
Coelho 1			X						
Coelho 2			X						
Coelho 3			X						
Coelho 4		X		X					
Coelho 5	X								
Coelho 6		X						X	
Coelho 7	X								
Coelho 8			X						
TOTAL (N)	2	2	5	1	0	0	0	1	0
Total (%)	25,0	25,0	50,0	12,5	0	0	0	12,5	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de coelhos exumados no dia 15.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/anelídeos na cova
Coelho 1			X				X		
Coelho 2			X				X		
Coelho 3			X	X			X		
Coelho 4			X	X			X		
Coelho 5		X		X					
Coelho 6			X				X		
Coelho 7			X				X		
Coelho 8		X		X			X		
TOTAL (N)	0	2	6	4	0	0	7	0	0
Total (%)	0	25,0	75,0	50,0	0	0	87,5	0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de coelhos exumados no dia 20.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/anelídeos na cova
Coelho 1		X		X					
Coelho 2			X				X		
Coelho 3			X				X	X	
Coelho 4			X				X	X	
Coelho 5			X				X		
Coelho 6			X				X		
Coelho 7		X		X					
Coelho 8			X						
TOTAL (N)	0	2	6	2	0	0	5	2	0
Total (%)	0	25,0	75,0	25,0	0	0	62,5	25,0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de coelhos exumados no dia 25.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/anélídeos na cova
Coelho 1			X						
Coelho 2			X				X		
Coelho 3			X					X	
Coelho 4			X						
Coelho 5		X							
Coelho 6			X				X		
Coelho 7			X				X		
Coelho 8			X				X		
TOTAL (N)	0	1	7	0	0	0	4	1	0
Total (%)	0	12,5	87,5	0	0	0	50,0	12,5	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de coelhos exumados no dia 30.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/anelídeos na cova
Coelho 1			X			X			
Coelho 2			X			X			
Coelho 3		X							X
Coelho 4			X			X			
Coelho 5			X				X		
Coelho 6			X	X			X		
Coelho 7			X		X		X		
Coelho 8			X		X		X		
TOTAL (N)	0	1	7	1	2	3	4	0	1
Total (%)	0	12,5	87,5	12,5	25,0	37,5	50,0	0	12,5

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 10

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/anelídeos na cova
Bovino 1			X					X	
Bovino 2		X							
Bovino 3			X					X	
Bovino 4		X							
Bovino 5			X						
Bovino 6		X					X		
Bovino 7	X								
Bovino 8			X						
TOTAL (N)	1	3	4	0	0	0	1	2	0
Total (%)	12,5	37,5	50,0	0	0	0	12,5	25,0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 15

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/anelídeos na cova
Bovino 1	X								
Bovino 2		X						X	
Bovino 3			X				X		
Bovino 4			X				X		
Bovino 5			X				X		
Bovino 6		X							
Bovino 7		X							
Bovino 8			X				X		
TOTAL (N)	1	3	4	0	0	0	4	1	0
Total (%)	12,5	37,5	50,0	0	0	0	50,0	12,5	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 20.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/anelídeos na cova
Bovino 1		X					X		
Bovino 2			X				X		
Bovino 3			X				X	X	
Bovino 4		X					X		
Bovino 5			X				X		
Bovino 6		X					X		
Bovino 7			X	X			X		
Bovino 8			X				X		X
TOTAL (N)	0	3	5	1	0	0	8	1	1
Total (%)	0	37,5	62,5	12,5	0	0	100	12,5	12,5

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 25

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/nelídeos na cova
Bovino 1		X							
Bovino 2		X					X		
Bovino 3			X	X			X		
Bovino 4			X				X		
Bovino 5			X				X		
Bovino 6		X							
Bovino 7			X				X		
Bovino 8			X				X		
TOTAL (N)	0	3	5	1	0	0	6	0	0
Total (%)	0	37,5	62,5	12,5	0	0	75,0	0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 30

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/anelídeos na cova
Bovino 1			X				X		
Bovino 2			X				X		
Bovino 3		X					X		
Bovino 4			X				X		
Bovino 5			X				X		
Bovino 6		X							
Bovino 7			X	X			X		
Bovino 8			X				X		
TOTAL (N)	0	2	6	1	0	0	7	0	0
Total (%)	0	25,0	75,0	12,5	0	0	87,5	0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 35

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/nelídeos na cova
Bovino 1			X						
Bovino 2		X					X		
Bovino 3			X				X		
Bovino 4			X				X		
Bovino 5			X				X		
Bovino 6		X		X					
Bovino 7			X				X		
Bovino 8			X				X		
TOTAL (N)	0	2	6	1	0	0	6	0	0
Total (%)	0	25,0	75,0	12,5	0	0	75,0	0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 40.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/minhoca etc na cova
Bovino 1			X				X		
Bovino 2		X		X			X		
Bovino 3		X		X			X		X
Bovino 4			X				X		
Bovino 5			X				X		
Bovino 6			X	X			X		
Bovino 7			X	X			X		
Bovino 8			X				X		
TOTAL (N)	0	2	6	4	0	0	8		1
Total (%)	0	25,0	75,0	50,0	0	0	100	0	12,5

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 50.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/nelídeos na cova
Bovino 1			X	X			X		
Bovino 2			X	X			X		
Bovino 3			X				X		
Bovino 4			X				X		
Bovino 5			X	X					
Bovino 6		X					X		
Bovino 7			X	X			X		
Bovino 8			X				X		
TOTAL (N)	0	1	7	3	0	0	7	0	0
Total (%)	0	12,5	87,5	37,5	0	0	87,5	0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 60.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/nelídeos na cova
Bovino 1			X	X			X		
Bovino 2			X	X			X		
Bovino 3			X	X			X		
Bovino 4			X				X		
Bovino 5			X				X		
Bovino 6		X		X			X		
Bovino 7			X	X			X		
Bovino 8			X	X			X		
TOTAL (N)	0	1	7	6	0	0	8	0	0
Total (%)	0	12,5	87,5	75,0	0	0	100	0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 10.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/anelídeos na cova
Suíno 1		X						X	
Suíno 2		X						X	
Suíno 3			X						
Suíno 4			X						
Suíno 5			X						
Suíno 6		X							
Suíno 7	X								
Suíno 8		X						X	
TOTAL (N)	1	4	3	0	0	0	0	3	0
Total (%)	12,5	50,0	37,5	0	0	0	0	37,5	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 15.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/anelídeos na cova
Suíno 1	X						X		
Suíno 2		X					X		
Suíno 3			X				X		
Suíno 4		X					X		
Suíno 5		X							
Suíno 6		X							
Suíno 7			X				X		
Suíno 8			X				X		
TOTAL (N)	1	4	3	0	0	0	6	0	0
Total (%)	12,5	50,0	37,5	0	0	0	75,0	0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 20.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/nelídeos na cova
Suíno 1			X				X		
Suíno 2		X					X		
Suíno 3			X				X		
Suíno 4			X				X		
Suíno 5			X	X			X		
Suíno 6			X				X		
Suíno 7		X		X			X		
Suíno 8			X				X	X	
TOTAL (N)	0	2	6	2	0	0	8	1	0
Total (%)	0	25,0	75,0	25,0	0	0	100	12,5	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 25.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/nelídeos na cova
Suíno 1			X				X		
Suíno 2			X				X		
Suíno 3			X	X			X		
Suíno 4		X					X		
Suíno 5		X							
Suíno 6			X				X		
Suíno 7			X				X		
Suíno 8			X	X					
TOTAL (N)	0	2	6	0	0	0	6	0	0
Total (%)	0	25,0	75,0	0	0	0	75,0	0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 30.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/nelídeos na cova
Suíno 1			X						
Suíno 2		X							
Suíno 3			X						
Suíno 4			X						
Suíno 5		X					X		
Suíno 6			X	X					
Suíno 7			X						
Suíno 8			X						
TOTAL (N)	0	2	6	2	0	0	1	0	0
Total (%)	0	25,0	75,0	25,0	0	0	12,5	0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 35.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/nelídeos na cova
Suíno 1			X						
							X		
Suíno 2			X					X	
							X		
Suíno 3			X	X					
Suíno 4			X						
Suíno 5			X	X			X	X	
Suíno 6		X							
Suíno 7		X							
Suíno 8			X						
TOTAL (N)	0	2	6	2	0	0	3	2	0
Total (%)	0	25,0	75,0	25,0	0	0	37,5	25,0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 40.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/anelídeos na cova
Suíno 1			X	X					
Suíno 2		X		X					
Suíno 3			X	X					
Suíno 4			X				X		
Suíno 5		X							
Suíno 6			X						
Suíno 7			X				X		
Suíno 8			X				X		
TOTAL (N)	0	2	6		0	0	3	0	0
Total (%)	0	25,0	75,0	37,5	0	0	37,5	0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 50.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/anelídeos na cova
Suíno 1			X				X		
Suíno 2		X					X		
Suíno 3			X	X			X		
Suíno 4			X	X			X		
Suíno 5			X	X			X		
Suíno 6			X						
Suíno 7			X						
Suíno 8			X				X		
TOTAL (N)	0	1	7	3	0	0	6	0	0
Total (%)	0	12,5	87,5	37,5	0	0	75,0	0	0

Alterações macroscópicas *post mortem* presentes nos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 60.

Animal/fragmento	Perda de até ¼ da pelagem	Perda de ¼ a ½ da pelagem	Perda de ½ a 100% da pelagem	Perda de continuidade de até ¼ do tecido	Perda de continuidade de ¼ a ½	Perda de continuidade superior a ½	Cobertura esbranquiçada	Cera cadavérica	Presença de artrópodes/anélidos na cova
Suíno 1			X	X			X		
Suíno 2			X				X		
Suíno 3			X						
Suíno 4			X	X			X		
Suíno 5			X				X		
Suíno 6			X				X		
Suíno 7		X					X		
Suíno 8			X	X			X		
TOTAL (N)	0	1	7	3	0	0	7	0	0
Total (%)	0	12,5	87,5	37,5	0	0	87,5	0	0

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Coelho 6 Fragmento 1	X									
Coelho 6 Fragmento 2	X									
Coelho 6 Fragmento 3										
Coelho 7 Fragmento 1	X									
Coelho 7 Fragmento 2	X									
Coelho 7 Fragmento 3	X									
Coelho 8 Fragmento 1	X									
Coelho 8 Fragmento 2	X									
Coelho 8 Fragmento 3	X									
TOTAL (N)	18	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Total (%)	75,0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de coelhos exumados no dia 10

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Coelho 6 Fragmento 1	X									
Coelho 6 Fragmento 2	X								X	
Coelho 6 Fragmento 3									X	
Coelho 7 Fragmento 1		X					X		X	
Coelho 7 Fragmento 2	X								X	
Coelho 7 Fragmento 3		X							X	
Coelho 8 Fragmento 1	X								X	
Coelho 8 Fragmento 2	X								X	
Coelho 8 Fragmento 3	X						X		X	
TOTAL (N)	19	4	0	0	0	0	9	0	18	0
Total (%)	79,16	16,66	0	0	0	0	37,5	0	75,0	0

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de coelhos exumados no dia 15

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Coelho 1 Fragmento 1	X						X		X	
Coelho 1 Fragmento 2	X								X	
Coelho 1 Fragmento 3		X		X	X		X	X	X	X
Coelho 2 Fragmento 1		X	X		X		X	X	X	X
Coelho 2 Fragmento 2	X						X			
Coelho 2 Fragmento 3	X						X			
Coelho 3 Fragmento 1		X	X		X		X	X	X	X
Coelho 3 Fragmento 2	X						X		X	
Coelho 3 Fragmento 3		X		X	X		X	X	X	X
Coelho 4 Fragmento 1		X							X	X
Coelho 4 Fragmento 2	X		X						X	
Coelho 4 Fragmento 3	X						X		X	X
Coelho 5 Fragmento 1	X						X		X	
Coelho 5 Fragmento 2	X						X	X	X	
Coelho 5 Fragmento 3	X						X		X	
Animal/fragmento	Perda parcial	Perda total afinidade	Perda parcial de	Perda total de núcleos	Perda parcial da	Perda total da	Bactéria pele e/ou	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou	Fungo cartilagem

	afinidade tintorial	tintorial	núcleos		arquitetura	arquitetura	conjuntivo		conjuntivo	
Coelho 6 Fragmento 1		X						X	X	X
Coelho 6 Fragmento 2	X						X		X	
Coelho 6 Fragmento 3	X						X	X	X	X
Coelho 7 Fragmento 1		X							X	
Coelho 7 Fragmento 2		X	X				X		X	X
Coelho 7 Fragmento 3		X					X		X	
Coelho 8 Fragmento 1	X						X		X	
Coelho 8 Fragmento 2		X		X			X	X	X	
Coelho 8 Fragmento 3		X		X				X	X	
TOTAL (N)	13	11	4	4	4	0	18	9	22	9
Total (%)	54,16	45,83	16,66	16,66	16,66	0	75,0	37,5	91,66	37,5

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de coelhos exumados no dia 20

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Coelho 1 Fragmento 1		X		X		X	X		X	X
Coelho 1 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	X
Coelho 1 Fragmento 3		X	X				X		X	
Coelho 2 Fragmento 1	X						X		X	
Coelho 2 Fragmento 2	X						X		X	
Coelho 2 Fragmento 3		X					X		X	
Coelho 3 Fragmento 1	X						X		X	
Coelho 3 Fragmento 2		X	X						X	
Coelho 3 Fragmento 3		X	X		X		X		X	
Coelho 4 Fragmento 1	X		X							
Coelho 4 Fragmento 2	X									
Coelho 4 Fragmento 3	X		X		X					
Coelho 5 Fragmento 1		X		X		X	X		X	X
Coelho 5 Fragmento 2		X	X		X		X		X	
Coelho 5 Fragmento 3		X					X		X	
Animal/fragmento	Perda parcial	Perda total afinidade	Perda parcial de	Perda total de núcleos	Perda parcial da	Perda total da	Bactéria pele e/ou	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou	Fungo cartilagem

	afinidade tintorial	tintorial	núcleos		arquitetura	arquitetura	conjuntivo		conjuntivo	
Coelho 6 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Coelho 6 Fragmento 2	X								X	
Coelho 6 Fragmento 3	X						X		X	
Coelho 7 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Coelho 7 Fragmento 2		X	X		X		X		X	
Coelho 7 Fragmento 3		X		X		X	X		X	
Coelho 8 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Coelho 8 Fragmento 2		X		X		X	X		X	
Coelho 8 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	X
TOTAL (N)	8	16	7	9	4	9	19	5	21	7
Total (%)	33,33	66,67	29,17	37,5	16,67	37,5	79,16	20,83	87,5	29,16

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de coelhos exumados no dia 25

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Coelho 1 Fragmento 1		X		X		X	X		X	X
Coelho 1 Fragmento 2		X		X		X				
Coelho 1 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	X
Coelho 2 Fragmento 1		X	X				X			
Coelho 2 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	X
Coelho 2 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	X
Coelho 3 Fragmento 1		X							X	
Coelho 3 Fragmento 2		X	X				X		X	
Coelho 3 Fragmento 3		X	X				X		X	
Coelho 4 Fragmento 1	X		X				X		X	
Coelho 4 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	X
Coelho 4 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	X
Coelho 5 Fragmento 1		X		X	X		X		X	
Coelho 5 Fragmento 2	X						X		X	
Coelho 5 Fragmento 3		X		X						

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Coelho 6 Fragmento 1		X	X						X	X
Coelho 6 Fragmento 2		X		X		X		X	X	X
Coelho 6 Fragmento 3		X	X		X					
Coelho 7 Fragmento 1		X					X			
Coelho 7 Fragmento 2		X	X		X		X	X		X
Coelho 7 Fragmento 3		X		X		X	X		X	X
Coelho 8 Fragmento 1	X									
Coelho 8 Fragmento 2		X		X		X			X	X
Coelho 8 Fragmento 3		X		X		X		X	X	X
TOTAL (N)	3	21	7	13	3	11	15	8	17	12
Total (%)	12,5	87,5	29,17	54,17	12,5	45,83	62,5	33,33	70,83	50,0

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de coelhos exumados no dia 30

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Coelho 1 Fragmento 1		X		X		X	X		X	X
Coelho 1 Fragmento 2		X		X		X			X	X
Coelho 1 Fragmento 3		X		X		X	X		X	X
Coelho 2 Fragmento 1		X		X		X				X
Coelho 2 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	
Coelho 2 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	
Coelho 3 Fragmento 1		X	X						X	X
Coelho 3 Fragmento 2		X		X		X	X	X		X
Coelho 3 Fragmento 3		X		X		X	X		X	
Coelho 4 Fragmento 1		X		X		X			X	X
Coelho 4 Fragmento 2		X		X		X			X	X
Coelho 4 Fragmento 3		X		X		X			X	X
Coelho 5 Fragmento 1		X		X		X		X	X	X

Coelho 5 Fragmento 2		X	X				X		X	
Coelho 5 Fragmento 3		X	X		X		X	X	X	X
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Coelho 6 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Coelho 6 Fragmento 2		X		X		X	X		X	X
Coelho 6 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	X
Coelho 7 Fragmento 1		X		X		X	X		X	X
Coelho 7 Fragmento 2		X	X				X		X	
Coelho 7 Fragmento 3		X		X		X	X		X	
Coelho 8 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Coelho 8 Fragmento 2		X		X		X	X			X
Coelho 8 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	X
TOTAL (N)	0	24	4	20	1	20	17	9	21	18
Total (%)	0	100	16,67	83,33	4,17	83,33	70,83	37,5	87,5	75,0

Fragmento 2										
Bovino 5										
Fragmento 3										

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 6 Fragmento 1										
Bovino 6 Fragmento 2										
Bovino 6 Fragmento 3										
Bovino 7 Fragmento 1	X									
Bovino 7 Fragmento 2	X									
Bovino 7 Fragmento 3	X									
Bovino 8 Fragmento 1										
Bovino 8 Fragmento 2										
Bovino 8 Fragmento 3	X									
TOTAL (N)	9	0	0	0	0	0	5	0	1	0
Total (%)	37,5	0	0	0	0	0	20,83	0	4,16	0

Bovino 5 Fragmento 2	X									
Bovino 5 Fragmento 3	X						X			

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 6 Fragmento 1		X								
Bovino 6 Fragmento 2		X								
Bovino 6 Fragmento 3	X							X		
Bovino 7 Fragmento 1	X									
Bovino 7 Fragmento 2		X								
Bovino 7 Fragmento 3		X					X		X	
Bovino 8 Fragmento 1										
Bovino 8 Fragmento 2	X									
Bovino 8 Fragmento 3							X		X	
TOTAL (N)	12	10	3	0	0	0	7	1	7	0
Total (%)	50,00	41,66	25	0	0	0	29,16	4,16	29,16	0

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 15

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 1 Fragmento 1		X	X		X		X		X	
Bovino 1 Fragmento 2	X		X				X	X		
Bovino 1 Fragmento 3	X		X				X	X		
Bovino 2 Fragmento 1		X	X		X		X	X	X	
Bovino 2 Fragmento 2	X						X	X	X	
Bovino 2 Fragmento 3	X						X	X	X	
Bovino 3 Fragmento 1		X	X					X		
Bovino 3 Fragmento 2		X	X		X			X		
Bovino 3 Fragmento 3		X	X		X			X		X
Bovino 4 Fragmento 1		X					X	X		
Bovino 4 Fragmento 2		X					X	X		
Bovino 4 Fragmento 3		X	X				X	X		X
Bovino 5 Fragmento 1		X					X	X		
Bovino 5		X					X	X		X

Fragmento 2										
Bovino 5 Fragmento 3		X		X		X	X	X		X

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 6 Fragmento 1	X		X		X			X		X
Bovino 6 Fragmento 2		X	X		X			X		X
Bovino 6 Fragmento 3	X		X		X			X		X
Bovino 7 Fragmento 1		X					X	X		X
Bovino 7 Fragmento 2		X	X		X			X		
Bovino 7 Fragmento 3		X	X		X			X		
Bovino 8 Fragmento 1	X		X		X					
Bovino 8 Fragmento 2	X									
Bovino 8 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	
TOTAL (N)	8	16	14	2	10	2	14	21	5	8
Total (%)	33,33	66,66	58,33	8,33	41,66	8,33	58,33	87,5	20,83	33,33

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 20

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 1 Fragmento 1		X		X		X	X			X
Bovino 1 Fragmento 2		X		X		X	X			X
Bovino 1 Fragmento 3	X						X			
Bovino 2 Fragmento 1		X	X		X		X			X
Bovino 2 Fragmento 2	X									
Bovino 2 Fragmento 3		X	X		X			X		X
Bovino 3 Fragmento 1		X								
Bovino 3 Fragmento 2		X	X		X		X	X	X	X
Bovino 3 Fragmento 3		X	X							
Bovino 4 Fragmento 1	X		X							
Bovino 4 Fragmento 2	X		X							
Bovino 4 Fragmento 3		X	X		X					
Bovino 5 Fragmento 1		X		X		X	X	X		X
Bovino 5 Fragmento 2	X							X		
Bovino 5 Fragmento 3		X		X		X	X	X		X

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 6 Fragmento 1		X								X
Bovino 6 Fragmento 2	X		X					X		
Bovino 6 Fragmento 3		X						X		X
Bovino 7 Fragmento 1		X								X
Bovino 7 Fragmento 2	X						X		X	X
Bovino 7 Fragmento 3		X	X		X		X	X		X
Bovino 8 Fragmento 1		X	X				X			X
Bovino 8 Fragmento 2		X	X							
Bovino 8 Fragmento 3	X		X				X			
TOTAL (N)	8	16	12	4	5	4	11	8	2	13
Total (%)	33,33	6,67	50,00	16,66	20,83	16,66	45,83	33,33	8,33	54,16

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 25

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 1 Fragmento 1	X		X							
Bovino 1 Fragmento 2	X		X							
Bovino 1 Fragmento 3		X	X					X		X
Bovino 2 Fragmento 1		X		X		X	X	X		X
Bovino 2 Fragmento 2		X	X				X	X		X
Bovino 2 Fragmento 3		X	X		X		X			X
Bovino 3 Fragmento 1		X		X		X	X	X		X
Bovino 3 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	X
Bovino 3 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	X
Bovino 4 Fragmento 1		X		X		X	X	X		
Bovino 4 Fragmento 2		X		X		X	X	X		
Bovino 4 Fragmento 3		X		X		X	X	X		
Bovino 5 Fragmento 1		X		X		X		X		

Bovino 5 Fragmento 2		X		X		X		X		
Bovino 5 Fragmento 3		X		X		X		X		
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 6 Fragmento 1	X		X				X	X		
Bovino 6 Fragmento 2	X		X							
Bovino 6 Fragmento 3		X	X		X					X
Bovino 7 Fragmento 1		X		X		X	X	X		X
Bovino 7 Fragmento 2		X		X		X	X			X
Bovino 7 Fragmento 3	X		X		X		X	X		X
Bovino 8 Fragmento 1		X		X		X	X	X		
Bovino 8 Fragmento 2		X		X		X		X	X	
Bovino 8 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	
TOTAL (N)	5	19	9	15	3	15	15	18	4	11
Total (%)	20,83	79,17	37,5	62,5	12,5	62,5	62,5	75,0	16,66	45,83

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 30

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 1 Fragmento 1		X		X		X				X
Bovino 1 Fragmento 2	X		X	X		X				
Bovino 1 Fragmento 3		X		X		X				X
Bovino 2 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Bovino 2 Fragmento 2		X		X		X	X	X		
Bovino 2 Fragmento 3		X		X			X	X		
Bovino 3 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Bovino 3 Fragmento 2		X		X		X				
Bovino 3 Fragmento 3		X	X		X					
Bovino 4 Fragmento 1		X		X		X	X	X		X
Bovino 4 Fragmento 2	X		X		X					X
Bovino 4 Fragmento 3	X		X				X			X
Bovino 5 Fragmento 1		X		X	X		X	X		X

Bovino 5 Fragmento 2		X								
Bovino 5 Fragmento 3	X									

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 6 Fragmento 1		X		X		X				
Bovino 6 Fragmento 2		X		X		X	X			
Bovino 6 Fragmento 3		X	X							
Bovino 7 Fragmento 1		X		X		X	X			X
Bovino 7 Fragmento 2		X		X		X				
Bovino 7 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	X
Bovino 8 Fragmento 1		X								
Bovino 8 Fragmento 2		X		X		X	X		X	X
Bovino 8 Fragmento 3		X		X		X				X
TOTAL (N)	4	20	5	17	3	15	11	7	4	12
Total (%)	16,67	83,33	20,83	70,83	12,5	62,5	45,83	29,16	16,66	50,0

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 35

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 1 Fragmento 1		X		X		X		X		X
Bovino 1 Fragmento 2		X		X				X		
Bovino 1 Fragmento 3		X		X				X		X
Bovino 2 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Bovino 2 Fragmento 2		X	X			X				
Bovino 2 Fragmento 3		X	X							
Bovino 3 Fragmento 1		X		X		X				X
Bovino 3 Fragmento 2		X		X		X	X	X		X
Bovino 3 Fragmento 3		X		X		X	X	X		X
Bovino 4 Fragmento 1		X	X							
Bovino 4 Fragmento 2		X		X		X				X
Bovino 4 Fragmento 3	X		X		X					
Bovino 5 Fragmento 1		X		X		X		X		X
Bovino 5		X		X		X	X	X		

Fragmento 2										
Bovino 5 Fragmento 3		X		X						
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 6 Fragmento 1		X		X		X		X		X
Bovino 6 Fragmento 2		X		X		X		X		X
Bovino 6 Fragmento 3		X		X		X	X	X		X
Bovino 7 Fragmento 1		X		X		X	X	X		
Bovino 7 Fragmento 2		X		X		X			X	X
Bovino 7 Fragmento 3		X		X		X		X		X
Bovino 8 Fragmento 1		X	X		X					X
Bovino 8 Fragmento 2		X								X
Bovino 8 Fragmento 3		X								
TOTAL (N)	1	23	5	17	2	15	6	13	2	15
Total (%)	4,16	95,84	20,83	70,83	8,33	62,5	25,0	54,16	8,33	62,5

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 40

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 1 Fragmento 1		X		X		X				
Bovino 1 Fragmento 2		X		X		X				
Bovino 1 Fragmento 3		X		X		X		X		
Bovino 2 Fragmento 1		X		X		X		X		
Bovino 2 Fragmento 2		X		X		X		X		
Bovino 2 Fragmento 3		X		X		X				
Bovino 3 Fragmento 1		X		X		X		X		
Bovino 3 Fragmento 2		X		X		X		X		
Bovino 3 Fragmento 3		X		X		X	X		X	X
Bovino 4 Fragmento 1		X		X		X		X		
Bovino 4 Fragmento 2		X		X		X	X		X	
Bovino 4 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	
Bovino 5 Fragmento 1		X		X		X	X			
Bovino 5		X		X		X	X	X		

Fragmento 2										
Bovino 5 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 6 Fragmento 1		X		X		X		X	X	
Bovino 6 Fragmento 2		X		X		X	X	X		X
Bovino 6 Fragmento 3		X		X		X		X		X
Bovino 7 Fragmento 1		X	X		X			X		X
Bovino 7 Fragmento 2		X		X		X		X	X	X
Bovino 7 Fragmento 3		X		X		X		X		X
Bovino 8 Fragmento 1		X		X		X		X		X
Bovino 8 Fragmento 2		X	X		X			X		X
Bovino 8 Fragmento 3		X		X		X		X		X
TOTAL (N)	0	24	2	22	2	22	7	18	6	9
Total (%)	0	100	8,33	91,67	8,33	91,67	29,16	75,0	25,0	37,5

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 50

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 1 Fragmento 1		X		X		X				
Bovino 1 Fragmento 2		X		X		X				
Bovino 1 Fragmento 3		X		X		X		X		
Bovino 2 Fragmento 1		X		X		X				X
Bovino 2 Fragmento 2		X		X		X			X	
Bovino 2 Fragmento 3		X		X		X			X	X
Bovino 3 Fragmento 1		X		X		X				
Bovino 3 Fragmento 2		X		X		X			X	X
Bovino 3 Fragmento 3		X		X		X				X
Bovino 4 Fragmento 1		X	X		X					
Bovino 4 Fragmento 2		X		X		X				
Bovino 4 Fragmento 3		X		X		X				
Bovino 5 Fragmento 1		X	X		X					

Bovino 5 Fragmento 2		X		X		X				
Bovino 5 Fragmento 3		X		X		X				X
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 6 Fragmento 1		X		X		X				X
Bovino 6 Fragmento 2		X		X		X				
Bovino 6 Fragmento 3		X		X		X				X
Bovino 7 Fragmento 1		X		X		X				
Bovino 7 Fragmento 2		X		X		X				
Bovino 7 Fragmento 3		X		X		X				
Bovino 8 Fragmento 1		X		X		X				
Bovino 8 Fragmento 2		X		X		X				
Bovino 8 Fragmento 3		X		X		X				X
TOTAL (N)	0	24	2	22	2	22	0	2	4	8
Total (%)	0	100	8,33	91,67	8,33	91,67	0	8,33	16,66	33,33

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de bovinos exumados no dia 60

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 1 Fragmento 1		X		X		X				
Bovino 1 Fragmento 2		X		X		X				
Bovino 1 Fragmento 3		X		X		X				
Bovino 2 Fragmento 1		X		X		X				
Bovino 2 Fragmento 2		X		X		X	X		X	
Bovino 2 Fragmento 3		X		X		X				X
Bovino 3 Fragmento 1		X		X		X	X	X		
Bovino 3 Fragmento 2		X		X		X	X		X	
Bovino 3 Fragmento 3		X		X		X	X	X		X
Bovino 4 Fragmento 1		X		X		X			X	X
Bovino 4 Fragmento 2		X		X		X		X	X	X
Bovino 4 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	X
Bovino 5 Fragmento 1		X		X		X			X	X
Bovino 5		X		X		X			X	X

Fragmento 2										
Bovino 5 Fragmento 3		X		X		X				X
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Bovino 6 Fragmento 1		X		X		X				
Bovino 6 Fragmento 2		X		X		X				X
Bovino 6 Fragmento 3		X		X		X				
Bovino 7 Fragmento 1		X		X		X	X			X
Bovino 7 Fragmento 2		X		X		X	X			
Bovino 7 Fragmento 3		X		X		X	X	X		X
Bovino 8 Fragmento 1		X		X		X			X	X
Bovino 8 Fragmento 2		X		X		X	X		X	X
Bovino 8 Fragmento 3		X		X		X				
TOTAL (N)	0	24	0	24	0	24	9	5	9	13
Total (%)	0	100	0	100	0	100	37,5	20,83	37,5	54,16

Fragmento 2										
Suíno 5	X									
Fragmento 3										
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 6										
Fragmento 1										
Suíno 6										
Fragmento 2										
Suíno 6	X									
Fragmento 3										
Suíno 7	X									
Fragmento 1										
Suíno 7										
Fragmento 2										
Suíno 7	X									
Fragmento 3										
Suíno 8	X									
Fragmento 1										
Suíno 8	X									
Fragmento 2										
Suíno 8										
Fragmento 3										
TOTAL (N)	16	0	0	0	0	0	1	1	1	1
Total (%)	66,67	0	0	0	0	0	4,16	4,16	4,16	4,16

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 10

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 1 Fragmento 1	X									
Suíno 1 Fragmento 2	X							X		
Suíno 1 Fragmento 3	X							X		
Suíno 2 Fragmento 1	X									
Suíno 2 Fragmento 2	X									
Suíno 2 Fragmento 3	X									
Suíno 3 Fragmento 1										
Suíno 3 Fragmento 2	X									
Suíno 3 Fragmento 3	X									
Suíno 4 Fragmento 1	X									
Suíno 4 Fragmento 2	X									
Suíno 4 Fragmento 3	X									
Suíno 5 Fragmento 1	X									
Suíno 5	X						X	X		

Fragmento 2										
Suíno 5 Fragmento 3							X	X		
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 6 Fragmento 1	X									
Suíno 6 Fragmento 2	X									
Suíno 6 Fragmento 3	X									
Suíno 7 Fragmento 1		X								
Suíno 7 Fragmento 2		X						X		
Suíno 7 Fragmento 3		X						X		
Suíno 8 Fragmento 1	X									
Suíno 8 Fragmento 2		X						X		
Suíno 8 Fragmento 3	X							X		
TOTAL (N)	18	4	0	0	0	0	2	8	0	0
Total (%)	75,0	16,67	0	0	0	0	8,33	33,33	0	0

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 15

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 1 Fragmento 1	X									
Suíno 1 Fragmento 2	X									
Suíno 1 Fragmento 3	X						X	X		
Suíno 2 Fragmento 1		X								
Suíno 2 Fragmento 2		X	X		X			X	X	
Suíno 2 Fragmento 3		X								
Suíno 3 Fragmento 1	X						X	X		
Suíno 3 Fragmento 2	X						X	X		
Suíno 3 Fragmento 3	X						X	X		
Suíno 4 Fragmento 1		X					X	X		
Suíno 4 Fragmento 2		X					X	X		
Suíno 4 Fragmento 3		X					X	X		
Suíno 5 Fragmento 1		X	X		X		X	X		
Suíno 5		X		X		X		X	X	X

Fragmento 2										
Suíno 5 Fragmento 3		X		X		X	X	X		
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 6 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	
Suíno 6 Fragmento 2		X	X		X		X	X	X	
Suíno 6 Fragmento 3		X	X		X		X	X		
Suíno 7 Fragmento 1		X		X		X	X	X		
Suíno 7 Fragmento 2	X		X		X		X	X		
Suíno 7 Fragmento 3	X		X		X		X	X		
Suíno 8 Fragmento 1	X						X	X		
Suíno 8 Fragmento 2	X						X	X		
Suíno 8 Fragmento 3		X		X		X	X	X		
TOTAL (N)	10	14	6	5	6	5	18	20	4	1
Total (%)	41,67	58,33	25,0	20,83	25,0	20,83	75,0	83,33	16,66	4,16

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 20

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 1 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	
Suíno 1 Fragmento 2		X		X		X		X		
Suíno 1 Fragmento 3	X		X		X			X		
Suíno 2 Fragmento 1		X						X		
Suíno 2 Fragmento 2		X					X	X		
Suíno 2 Fragmento 3		X					X	X		
Suíno 3 Fragmento 1		X					X	X		
Suíno 3 Fragmento 2		X								
Suíno 3 Fragmento 3		X								
Suíno 4 Fragmento 1		X		X		X		X		
Suíno 4 Fragmento 2	X		X		X			X		
Suíno 4 Fragmento 3	X		X		X			X		
Suíno 5 Fragmento 1	X									
Suíno 5		X		X		X		X		X

Fragmento 2										
Suíno 5 Fragmento 3		X	X		X			X		X
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 6 Fragmento 1	X							X		
Suíno 6 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 6 Fragmento 3	X							X		
Suíno 7 Fragmento 1		X						X		
Suíno 7 Fragmento 2		X						X		
Suíno 7 Fragmento 3		X						X		
Suíno 8 Fragmento 1		X						X		X
Suíno 8 Fragmento 2		X	X		X			X		X
Suíno 8 Fragmento 3		X	X		X			X		X
TOTAL (N)	6	18	6	5	6	5	5	21	2	6
Total (%)	25,0	75,0	25,0	20,83	25,0	20,83	20,83	87,5	8,33	25,0

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 25

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 1 Fragmento 1		X		X		X		X		
Suíno 1 Fragmento 2	X		X							
Suíno 1 Fragmento 3	X									
Suíno 2 Fragmento 1	X							X		
Suíno 2 Fragmento 2		X	X		X			X		X
Suíno 2 Fragmento 3		X		X		X	X	X		
Suíno 3 Fragmento 1		X	X		X		X	X	X	X
Suíno 3 Fragmento 2		X		X		X		X		
Suíno 3 Fragmento 3		X		X		X		X		
Suíno 4 Fragmento 1	X		X		X		X	X	X	
Suíno 4 Fragmento 2		X		X		X	X	X		
Suíno 4 Fragmento 3		X		X		X	X	X		
Suíno 5 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X

Suíno 5 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 5 Fragmento 3		X						X		X
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 6 Fragmento 1		X		X		X	X	X		X
Suíno 6 Fragmento 2		X	X					X		
Suíno 6 Fragmento 3		X		X			X	X		
Suíno 7 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	
Suíno 7 Fragmento 2		X		X		X		X	X	
Suíno 7 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	
Suíno 8 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 8 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 8 Fragmento 3		X		X				X		
TOTAL (N)	4	20	5	16	3	14	13	22	9	8
Total (%)	16,67	83,33	20,83	66,67	12,5	58,33	54,16	91,66	37,5	33,33

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 30

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 1 Fragmento 1		X		X						
Suíno 1 Fragmento 2		X		X						
Suíno 1 Fragmento 3		X								
Suíno 2 Fragmento 1		X		X		X	X	X		
Suíno 2 Fragmento 2		X		X		X		X		X
Suíno 2 Fragmento 3		X		X		X		X		X
Suíno 3 Fragmento 1		X								
Suíno 3 Fragmento 2		X					X			
Suíno 3 Fragmento 3		X								
Suíno 4 Fragmento 1		X	X					X		
Suíno 4 Fragmento 2		X	X					X		
Suíno 4 Fragmento 3		X	X		X			X		
Suíno 5 Fragmento 1		X		X		X		X	X	X

Suíno 5 Fragmento 2		X		X		X	X	X		
Suíno 5 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 6 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	
Suíno 6 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 6 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 7 Fragmento 1		X		X		X		X		
Suíno 7 Fragmento 2		X		X		X		X		
Suíno 7 Fragmento 3		X		X		X		X		
Suíno 8 Fragmento 1	X							X		
Suíno 8 Fragmento 2		X		X		X		X	X	
Suíno 8 Fragmento 3				X		X		X		
TOTAL (N)	1	23	3	16	1	14	7	18	6	5
Total (%)	4,17	95,83	12,5	66,67	4,17	58,33	29,16	75,0	25,0	20,83

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 35

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 1 Fragmento 1	X									
Suíno 1 Fragmento 2		X		X						
Suíno 1 Fragmento 3		X								
Suíno 2 Fragmento 1		X		X		X	X			
Suíno 2 Fragmento 2		X		X		X	X	X		
Suíno 2 Fragmento 3		X								
Suíno 3 Fragmento 1		X								
Suíno 3 Fragmento 2		X		X		X				
Suíno 3 Fragmento 3		X	X		X					
Suíno 4 Fragmento 1		X								
Suíno 4 Fragmento 2		X	X							
Suíno 4 Fragmento 3		X					X			
Suíno 5 Fragmento 1		X		X		X	X	X		

Suíno 5 Fragmento 2		X		X		X	X	X		
Suíno 5 Fragmento 3		X		X		X		X		
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 6 Fragmento 1		X		X		X		X	X	X
Suíno 6 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 6 Fragmento 3		X		X		X		X	X	
Suíno 7 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 7 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 7 Fragmento 3		X		X		X	X	X		X
Suíno 8 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 8 Fragmento 2		X		X		X			X	X
Suíno 8 Fragmento 3		X		X		X			X	X
TOTAL (N)	1	23	2	16	1	15	10	11	8	8
Total (%)	4,17	95,83	8,33	66,67	4,17	62,5	41,66	45,83	33,33	33,33

Fragmento 2										
Suíno 5 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 6 Fragmento 1	X							X		
Suíno 6 Fragmento 2		X								
Suíno 6 Fragmento 3		X								
Suíno 7 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 7 Fragmento 2		X		X		X				X
Suíno 7 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 8 Fragmento 1		X		X		X		X	X	X
Suíno 8 Fragmento 2		X		X		X		X	X	X
Suíno 8 Fragmento 3		X		X		X		X		
TOTAL (N)	1	23	2	18	1	18	10	19	13	16
Total (%)	4,17	95,83	8,33	75,0	4,17	95,83	41,66	79,16	54,16	66,66

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 50

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 1 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	
Suíno 1 Fragmento 2		X		X		X		X	X	X
Suíno 1 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	
Suíno 2 Fragmento 1		X		X		X				X
Suíno 2 Fragmento 2		X		X		X		X	X	X
Suíno 2 Fragmento 3		X		X		X		X	X	
Suíno 3 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	
Suíno 3 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	
Suíno 3 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	
Suíno 4 Fragmento 1		X		X		X		X	X	
Suíno 4 Fragmento 2		X		X		X		X	X	
Suíno 4 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	
Suíno 5 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	
Suíno 5 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	
Suíno 5		X		X		X	X	X	X	

Fragmento 3										
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 6 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	
Suíno 6 Fragmento 2		X		X		X		X		X
Suíno 6 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 7 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 7 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	
Suíno 7 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	
Suíno 8 Fragmento 1		X		X		X	X	X		
Suíno 8 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	
Suíno 8 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	
TOTAL (N)	0	24	0	24	0	24	17	23	21	6
Total (%)	0	100	0	100	0	100	70,83	95,83	87,5	25,0

Alterações microscópicas *post mortem* da cartilagem dos fragmentos de orelha de suínos exumados no dia 60

Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 1 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	
Suíno 1 Fragmento 2		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 1 Fragmento 3		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 2 Fragmento 1		X		X		X			X	X
Suíno 2 Fragmento 2		X		X		X				
Suíno 2 Fragmento 3		X		X		X				
Suíno 3 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	X
Suíno 3 Fragmento 2		X		X		X		X	X	
Suíno 3 Fragmento 3		X		X		X		X	X	
Suíno 4 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	
Suíno 4 Fragmento 2		X		X		X		X	X	
Suíno 4 Fragmento 3		X		X		X		X	X	
Suíno 5 Fragmento 1		X		X		X	X	X	X	

Suíno 5 Fragmento 2		X		X		X		X		X
Suíno 5 Fragmento 3		X		X		X	X	X		
Animal/fragmento	Perda parcial afinidade tintorial	Perda total afinidade tintorial	Perda parcial de núcleos	Perda total de núcleos	Perda parcial da arquitetura	Perda total da arquitetura	Bactéria pele e/ou conjuntivo	Bactéria cartilagem	Fungo pele e/ou conjuntivo	Fungo cartilagem
Suíno 6 Fragmento 1		X		X		X		X	X	X
Suíno 6 Fragmento 2		X		X		X		X	X	X
Suíno 6 Fragmento 3		X		X		X		X	X	X
Suíno 7 Fragmento 1		X		X		X		X	X	X
Suíno 7 Fragmento 2		X		X		X		X		
Suíno 7 Fragmento 3		X		X		X		X		
Suíno 8 Fragmento 1		X		X		X		X		
Suíno 8 Fragmento 2		X		X		X	X	X		
Suíno 8 Fragmento 3		X		X		X		X		
TOTAL (N)	0	24	0	24	0	24	8	21	15	9
Total (%)	0	100	0	100	0	100	33,33	87,5	62,5	37,5