



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM SAÚDE E PRODUÇÃO ANIMAL NA
AMAZÔNIA

THAMARA COZZI GONÇALVES

MORFOLOGIA COMPARATIVA
DO PERITÔNIO DO *Tamandua tetradactyla* E *Bradypus*
***variegatus* E SUAS IMPLICAÇÕES NA ABORDAGEM**
CIRÚRGICA

BELÉM – PA
2023

THAMARA COZZI GONÇALVES

**MORFOLOGIA COMPARATIVA
DO PERITÔNIO DO *Tamandua tetradactyla* E *Bradypus
variegatus* E SUAS IMPLICAÇÕES NA ABORDAGEM
CIRÚRGICA**

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Saúde e Produção Animal na Amazônia da Universidade Federal Rural da Amazônia como requisito final para a obtenção do grau de Mestre em Saúde e Produção Animal.

Orientadora: Prof^ª. Dr^ª. Ana Rita de Lima

**BELÉM – PA
2023**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Bibliotecas da Universidade Federal Rural da Amazônia
Gerada automaticamente mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

- G635m Gonçalves, Thamara Cozzi
Morfologia comparativa do peritônio do *Tamandua tetradactyla* e *Bradypus variegatus* e suas implicações na abordagem cirúrgica / Thamara Cozzi Gonçalves. - 2023.
50 f. : il. color.
- Dissertação (Mestrado) - Programa de PÓS-GRADUAÇÃO em Saúde e Produção Animal na AMAZÔNIA (PPGSPAA), Campus Universitário de Belém, Universidade Federal Rural Da Amazônia, Belém, 2023.
Orientador: Profa. Dra. Ana Rita de Lima
Coorientador: Profa. Dra. Érika Renata Branco .
1. Anatomia . I. de Lima , Ana Rita , *orient.* II. Título
-

CDD 596.04078

THAMARA COZZI GONÇALVES

**MORFOLOGIA COMPARATIVA DO PERITÔNIO DO *Tamandua tetradactyla* E
Bradypus variegatus E SUAS IMPLICAÇÕES NA ABORDAGEM CIRÚRGICA**

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Saúde e Produção Animal na Amazônia da Universidade Federal Rural da Amazônia como requisito final para a obtenção do grau de Mestre em Saúde e Produção Animal.

Data de aprovação: 14/02/2023

Banca Examinadora:



Prof^a. Dr^a. Ana Rita de Lima – Orientadora
Universidade Federal Rural da Amazônia



Prof^a. Dr^a. Érika Renata Branco – 1º Examinador
Universidade Federal Rural da Amazônia



Prof^a. Dr^a. Elane Guerreiro Giese – 2º Examinador
Universidade Federal Rural da Amazônia



Prof^a. Dr^a. Ellen Yasmin Eguchi Mesquita – 3º Examinador
Universidade da Amazônia

AGRADECIMENTOS

À Deus, o grande Arquiteto do Universo, por tudo de magnífico que ele faz no tempo dele, por todas as bênçãos e desafios que ele me impôs para que eu chegasse até este momento.

À minha família, Rosana Cozzi, Bárbara Cozzi e Francisca Cozzi, pelo apoio indiscutível em todos os momentos da minha vida, por sempre me incentivarem a realizar meus sonhos, independente se eles foram os mais insanos. Obrigada por sempre acreditarem em mim, isso sempre me motivou a fazer o melhor, não só por mim, mas também por vocês. Obrigada pelos valores repassados durante anos. Ser mulher na nossa sociedade não é fácil, é preciso força e fibra para provar dia após dia que podemos sim ser competentes no que fazemos. Deixo um agradecimento especial a minha mãe, **Rosana Cozzi**, por ter me criado sozinha e ter me educado da melhor forma possível, quando todos duvidaram da sua capacidade. Diante de todas as adversidades e pessoas torcendo contra, você conseguiu formar duas filhas e provar a si mesma a sua capacidade. Muito obrigada por tudo, sem você, nada disso seria possível. Amo você.

À minha Tia Graça, que apesar de não estar mais entre nós neste plano, foi a maior incentivadora da minha carreira como médica veterinária. Obrigada por todos os ensinamentos, tardes de aventuras e chamadas de atenção. Independente de onde você estiver agora, saiba que você também faz parte dessa história.

À minha companheira de vida e melhor amiga Fabriny Maués por sempre me incentivar nessa caminhada desde a graduação. Sempre serei grata por todos os momentos de afeto, carinho e motivação que você me proporcionou. Tenho certeza que tudo foi mais leve por conta da sua presença comigo, dividindo a mesma mesa de estudos no apartamento, você de um lado no doutorado e eu do outro no mestrado. Tudo valeu a pena. Você é um exemplo para mim de superação e resiliência e sempre terá um lugar especial na minha história. Amo você imensamente.

À minha orientadora Prof^a. Dr^a. Ana Rita de Lima por ter enxergado algum potencial em mim desde o primeiro semestre do curso em 2011. Obrigada pelo apoio incondicional, pela amizade, pelas caronas, pelas receitas culinárias no tempo do intercâmbio, por ter me ajudado a sempre melhorar meu currículo e por me acompanhar desde o início do curso. Sua ajuda foi fundamental para que eu me tornasse uma profissional melhor ao longo desses anos. Agradeço por ter desde o início me incentivado a

realização deste Mestrado que agrega muito na minha vida profissional e pessoal. Você é uma inspiração para mim de pessoa digna e pesquisadora exemplar.

À minha co-orientadora Prof^ª. Dr^ª. Érika Branco por estar sempre junto ao LaPMA me incentivando à pesquisa, me estimulando a estudar e na vida pessoal sempre presente como um ombro amigo. Obrigada por tantos anos de convívio. Você é igualmente uma pessoa incrível que levo como inspiração para a vida. Obrigada por tudo xuxu.

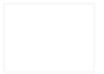
As membras da banca, Prof^ª. Dr^ª. Elane Giese e Prof^ª. Dr^ª. Ellen Eguchi por agregarem imensamente com as suas contribuições para o desenvolvimento e melhoria do trabalho. Em especial, **Dra Elane** por ceder o Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA) para o desenvolvimento da Dissertação e de muitos outros trabalhos que pudemos realizar em conjunto ao longo dos anos.

À Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA), por me proporcionar os melhores momentos da minha vida jovem/adulta, por ser minha segunda casa e refúgio. Em especial, ao Laboratório de Pesquisa Morfológica Animal (LaPMA) e ao Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA), no qual dediquei maior parte da minha vida acadêmica e convívio durante o programa.

À CAPES pela concessão de bolsa de mestrado e de auxílio à pesquisa durante o período de um ano.

Ao Programa de Pós-Graduação em Saúde e Produção Animal na Amazônia da Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA).

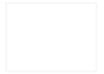
Aos meus amigos e irmãos por escolha, Lucas Galhardo, Tamires Natividade, Débora Raiol, Filipe Luigi, Julia Vaz, Luanna Vasconcelos, Rogério Ribeiro e Melina Bernar, por todo o apoio dado ao longo deste mestrado e na vida pessoal. Passamos por muita coisa juntos e vocês todos foram peças fundamentais para que os momentos tristes fossem apenas um detalhe durante todo esse percurso.



RESUMO

Em nível abdominal, cirurgias englobam a abordagem do peritônio que exerce funções como proteção de impactos externos, resistência tecidual e produção de fluidos intracavitários. A caracterização do peritônio de *Tamandua tetradactyla* e *Bradypus variegatus*, em seus aspectos macro e microscópicos, subsidiará abordagens cirúrgicas nestas espécies. Foram utilizados quatro espécimes adultos de *Tamandua tetradactyla* e três espécimes adultos de *Bradypus variegatus*, realizando padrões de suturas dos tipos: simples separado, Sultan separado (ponto em “X”) e Reverdin contínuo. Fragmentos desta membrana foram colhidos para fins de avaliação histológica. A macroscopia peritoneal das duas espécies revelou diferentes graus de espessura, presença e conexão com omento. Assim, os padrões de sutura foram escolhidos respeitando a variação anatômica das espécies. A microscopia foi semelhante, sendo ambos compostos por uma camada mesotelial de células pavimentosas e tecido conjuntivo denso não modelado, revelando poucas variações entre as espécies.

Palavras-chave: Anatomia; bicho-preguiça; histologia; tamanduá mirim; Xenarthra.



ABSTRACT

Abdominal surgeries encompass an approach to the peritoneum, which exerts functions such as providing protection from external impacts, tissue resistance, and the production of intracavitary fluids. The characterization of the peritoneum of anteater and sloth, in its macro- and microscopic aspects, will support surgical approaches in these species. Four adult specimens of *Tamandua tetradactyla* and three adult specimens of *Bradypus variegatus* were used, and the following types of suture patterns were performed: simple separate, separate Sultan (stitch in “X”) and continuous Reverdin. Membrane fragments were harvested for histological evaluation. Peritoneal macroscopy of the two species revealed different degrees of thickness, presence, and connection with the omentum. Thus, suture patterns were chosen considering the anatomical variation of the species. Microscopic results were similar, being composed of both a mesothelial layer of sidewalk cells and unshaped dense connective tissue, and revealed little variation between the species.

Keywords: Anatomy; anteater; histology; sloth; Xenarthra.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1: **A** - Exemplar de *Tamandua tetradactyla* em hábito terrestre sendo perceptível a faixa preta no dorso simulando um colete. **B** - Exemplar de *Tamandua tetradactyla* em hábito arborícola, escalando um tronco de árvore. **Fonte:** Arquivo Pessoal, 2022. 14

Figura 2: Um exemplar de *Bradypus variegatus* escalando um tronco de árvore e apresentando as características fenotípicas para identificação de sua espécie. **Fonte:** Arquivo Pessoal, 2022. 15

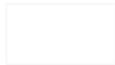
Figura 3: **A** – Representação ilustrativa do peritônio de um bovino após incisão completa dos músculos abdominais durante a realização de uma abomasopexia paramedial ventral. **Fonte:** Adaptado de Lowe & Loomis (1965). **B** – Representação ilustrativa da região ventral de um abdome canino. Destaca-se o omento maior (1) recobrando a maior parte dos órgãos abdominais. Ademais, é possível identificar o fígado (2), estômago (3), duodeno (4), ligamento falciforme (5), umbigo (6), ligamento medial da vesícula urinária (7), baço (8), e vesícula urinária (9). **Fonte:** Adaptado de Budras (2007). 17

Figura 4: Padrões de sutura que podem ser aplicados na síntese abdominal. **A** – Padrão de sutura simples separado. **B** - Padrão de sutura Sultan separado (ponto em “X”). **C** – Padrão de sutura Reverdin contínuo. **Fonte:** Adaptado de Almeida & Almeida (2007). 19

Figura 5: Fotomacrografias do abdome ventral de um exemplar de *Tamandua tetradactyla*. **A** - Músculo reto abdominal esquerdo e direito (1). Peritônio parietal (2). Omento maior (3). Músculo oblíquo externo abdominal esquerdo (4). Aponeurose do músculo reto abdominal esquerdo e direito (*). Região de linha alba (▲). Barra de escala: 1cm. **B** – Músculo reto abdominal direito (aponeurose) (1). Peritônio parietal (2). Omento maior recobrando grande parte dos órgãos da cavidade abdominal (3). Barra de escala: 1cm. 21

Figura 6: Fotomacrografias do abdome ventral de um exemplar de *Tamandua tetradactyla*. **A** – Sutura em bloco de peritônio no padrão simples separado. Barra de escala: 1cm. **B** – Sutura em bloco de peritônio no padrão Sultan (ponto em “X”) separado. Barra de escala: 2cm. **C** – Sutura em bloco de peritônio no padrão Reverdin contínuo. Barra de escala: 1cm. 22

Figura 7: Fotomicrografias de um corte transversal de segmento muscular abdominal de um exemplar de *Tamandua tetradactyla*. **A** – Peritônio parietal aderido à camada de tecido muscular (1). Músculo reto abdominal com fibras musculares esqueléticas (2). Barra de escala: 2mm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **B** – Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Fibras de tecido muscular estriado esquelético do músculo reto abdominal (2). Blocos de fibras colágenas robustas (3). Invaginação profunda de tecido conjuntivo denso não modelado do peritônio parietal na musculatura (*). Adipócitos (▲). Barra de escala: 1mm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **C** – Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Fibras de tecido



muscular estriado esquelético do músculo reto abdominal (2). Tecido conjuntivo propriamente dito frouxo (3). Vaso sanguíneo (veia) (cabeça de seta em azul). Invaginação superficial de tecido conjuntivo denso não modelado do peritônio parietal na musculatura (*). Adipócitos (▲). Barra de escala: 1mm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **D** – Peritônio de *Tamandua tetradactyla*. Camada mesotelial com células epiteliais pavimentosas (▲). Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Barra de escala: 50µm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **E** - Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Adipócitos (▲). Barra de escala: 200µm. Coloração: Tricrômico de Gomori. **F** – Peritônio de *Tamandua tetradactyla*. Invaginação profunda de tecido conjuntivo denso não modelado do peritônio parietal na musculatura (*). Barra de escala: 1mm. Coloração: Tricrômico de Gomori. 23

Figura 8: Fotomacrografias do abdome ventral de um exemplar de *Bradypus variegatus*. **A** – Músculo reto abdominal (1). Peritônio parietal (2). Linha alba (3). Região de órgãos abdominais internos – estômago (*). Barra de escala: 3cm. **B** – Sutura em massa de músculo e peritônio no padrão simples separado. Barra de escala: 1cm. **C** – Sutura em massa de músculo e peritônio no padrão Sultan separado (“X”). Barra de escala: 1cm. **D** – Sutura em massa de músculo e peritônio no padrão contínuo Reverdin. Barra de escala: 2cm. 25

Figura 9: Fotomicrografias de um corte transversal de segmento muscular abdominal de um exemplar de *Bradypus variegatus*. **A** – Peritônio parietal aderido à camada de tecido muscular (1). Músculo reto abdominal com fibras musculares estriadas esqueléticas (2). Blocos de fibras colágenas robustas (▲). Peritônio parietal invaginando a musculatura (*). Barra de escala: 1mm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **B** – Peritônio de *Bradypus variegatus*. Camada mesotelial com células epiteliais pavimentosas (▲). Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Barra de escala: 20µm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **C** – Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Fibras de tecido muscular estriado esquelético do músculo reto abdominal (2). Camada mesotelial com células epiteliais pavimentosas (▲). Tecido conjuntivo propriamente dito frouxo (cabeças de seta em branco). Barra de escala: 100µm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **D** – Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Fibras de tecido muscular estriado esquelético do músculo reto abdominal (2). Invaginação profunda de tecido conjuntivo denso não modelado do peritônio parietal na musculatura (*). Barra de escala: 200µm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **E** - Invaginação profunda de tecido conjuntivo denso não modelado do peritônio parietal na musculatura (*). Blocos de fibras colágenas robustas (▲). Barra de escala: 500µm. Coloração: Tricrômico de Gomori. **F** - Peritônio de *Bradypus variegatus*. Camada mesotelial com células epiteliais pavimentosas (▲). Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Barra de escala: 50µm. Coloração: Tricrômico de Gomori. 26

SUMÁRIO

RESUMO	7
ABSTRACT	8
1. INTRODUÇÃO	12
2. REVISÃO DE LITERATURA	13
2.1. <i>Tamandua tetradactyla</i>	13
2.2. <i>Bradypus variegatus</i>	14
2.3. Peritônio	16
2.4. Abordagens cirúrgicas na cavidade abdominal	18
3. MATERIAL E MÉTODOS	20
4. RESULTADOS	21
4.1. Macroscopia da musculatura abdominal e peritônio do <i>Tamandua tetradactyla</i>	21
4.2. Microscopia da musculatura abdominal e peritônio do <i>Tamandua tetradactyla</i>	22
4.3. Macroscopia da musculatura abdominal e peritônio da <i>Bradypus variegatus</i>	24
4.4. Microscopia da musculatura abdominal e peritônio da <i>Bradypus variegatus</i>	25
5. DISCUSSÃO	27
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS	30
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	30
8. ANEXO – ARTIGO SUBMETIDO	37

1. INTRODUÇÃO

O peritônio é uma membrana serosa de dupla camada presente na cavidade abdominal, na qual possui conexão com a musculatura (folheto parietal) e com o omento e órgãos internos (folheto visceral), exercendo funções como proteção de impactos externos, resistência tecidual e produção de fluidos intracavitários (Dyce *et al.*, 2019).

Clinicamente, a membrana peritoneal é passível de ser acometida por processos inflamatórios de diversos tipos, sendo a peritonite séptica a mais comumente encontrada e de prognóstico reservado na maior parte dos casos. Essa inflamação pode ter origem em traumas, em afecções de órgãos da cavidade abdominal ou em complicações decorrentes de procedimentos cirúrgicos realizados na região (Oliveira *et al.*, 2010; D'ávila, 2012).

O processo de urbanização faz com que a fauna silvestre se aproxime da convivência humana, fazendo com que estes espécimes sejam potenciais vítimas de traumas causados por atropelamento, quedas, acidentes no momento de captura e choques elétricos, necessitando de atendimento de emergência e, por vezes, de intervenções cirúrgicas (Cruvinel *et al.*, 2019). Neste contexto, tamanduás e preguiças são exemplos de animais silvestres que podem se tornar modelos experimentais pela facilidade com que são encontrados em beiras de estrada (Rodarte, 2010; Iglesias *et al.*, 2017).

As intervenções cirúrgicas em animais silvestres têm se tornado uma realidade cada vez mais crescente na rotina médica veterinária, e quando realizadas mais especificamente com acesso à cavidade abdominal, a abordagem do peritônio está sempre atrelada (Ortunho *et al.*, 2014). Em mamíferos silvestres, como no caso de tamanduás e preguiças, as cirurgias mais usualmente realizadas envolvendo acesso abdominal são: intervenções no aparelho reprodutor (cesarianas e castrações) e as laparotomias exploratórias (Bernardino, 2014).

A descrição de abordagens cirúrgicas em animais silvestres é limitada devido a ampla diversidade e particularidade destes animais, fazendo com que a maioria dos procedimentos sejam aplicados tendo como base as técnicas já descritas em literatura para animais domésticos. Compreender a anatomia destes espécimes auxilia na elucidação de formas mais efetivas de abordagem cirúrgica reconhecendo suas particularidades e propiciando uma maior qualidade de vida na recuperação pós-operatória (Vilani, 2014).

Diante do aludido, objetivamos comparar, descrever e caracterizar o peritônio de *Tamandua tetradactyla* e *Bradypus variegatus*, analisando seus aspectos macro e

microscópicos e utilizando essas informações como subsídio para abordagens cirúrgicas nestas espécies.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. *Tamandua tetradactyla*

Os tamanduás são mamíferos da Superordem Xenarthra e Ordem Pilosa. Estas espécies provem de um tronco comum, a família Myrmecophagidae, composta por três gêneros: os *Myrmecophaga* (tamanduá-bandeira), *Tamandua* (tamanduá-mirim) e *Cyclopes* (tamanduá ou tamanduá pigmeu) (Wetzel, 1982; Nowak, 1999; Cardoso *et al.*, 2013).

Em geral, *Tamandua tetradactyla* possui pelos curtos e duros, com coloração predominantemente amarelada ao longo do corpo, tendo duas faixas pretas partindo do dorso que se estendem até o ventre e que simulam o formato de um colete. Desta feita, esta característica fenotípica dá origem a um dos nomes populares dessa espécie como tamanduá-de-colete (Tavares & Koenemann, 2008; Pinheiro *et al.*, 2014) (Figura 1A).

O tamanduá-mirim, como também é popularmente conhecido o *Tamandua tetradactyla*, possui hábito terrestre-escansorial, sendo amplamente encontrado tanto escalando troncos de árvores, como caminhando no solo (Figura 1A e 1B) (Cardoso *et al.*, 2013; Macedo *et al.*, 2013). Os espécimes possuem um comprimento corporal médio de 58 cm, podendo pesar até sete kilos. Ademais, a cauda pode apresentar em média 53cm, sendo amplamente utilizada para escaladas e defesa contra predadores, juntamente com seus membros torácicos robustos, compostos por três garras alongadas (Gambaryan *et al.*, 2009; Miranda, 2012; Superina, 2012).

Os tamanduás apresentam ainda crânio curto, porém com o nariz alongado e olfato desenvolvido. Na região bucal não possuem dentes, porém detém uma língua longa capaz de excretar uma saliva com poder colante aos alimentos. Desta feita, os hábitos alimentares desta espécie estarão relacionados diretamente com suas adaptações anatômicas e metabolismo. O *Tamandua tetradactyla* possui naturalmente um metabolismo lento, o que influencia no consumo de alimentos de rápida digestibilidade e baixa caloria, à exemplo de formigas, cupins, larvas de abelhas, cera e mel (Smith, 2007; Tavares & Koenemann, 2008).

A ocorrência destes espécimes compreende uma faixa territorial que se estendo ao longo da América do Sul, percorrendo países como Venezuela, Brasil, Argentina e Uruguai. No Brasil, o *Tamandua tetradactyla* é facilmente encontrado na natureza na totalidade dos

biomas. Devido a sua ampla distribuição, esta espécie possui baixo risco de extinção (Chinem, 2010; Miranda *et al.*, 2014).

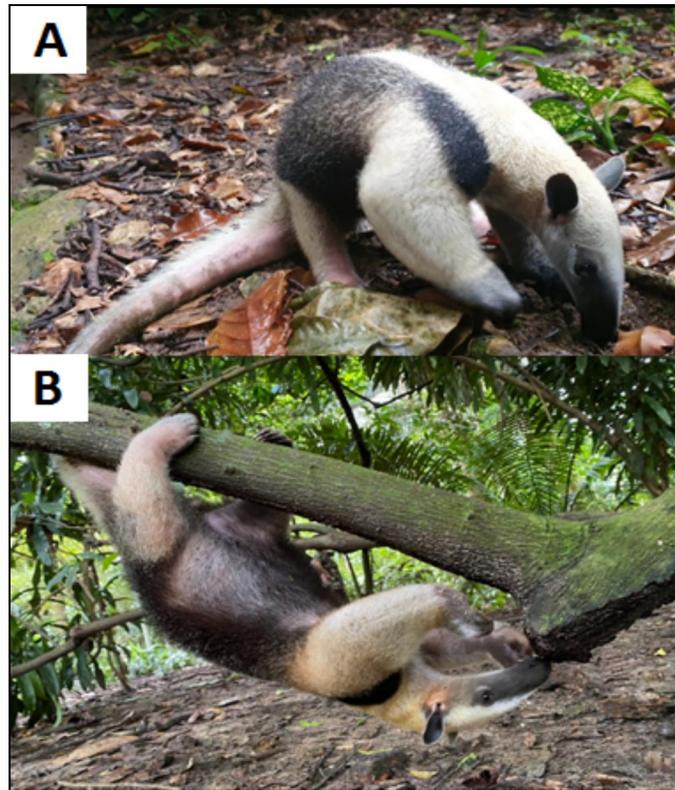


Figura 1: **A** - Exemplar de *Tamandua tetradactyla* em hábito terrestre sendo perceptível a faixa preta no dorso simulando um colete. **B** - Exemplar de *Tamandua tetradactyla* em hábito arborícola, escalando um tronco de árvore. **Fonte:** Arquivo Pessoal, 2022.

2.2. *Bradypus variegatus*

As preguiças são mamíferos pertencentes a Superordem Xenarthra e Ordem Pilosa, sendo divididos em dois gêneros tendo como critério a quantidade de dedos presentes em seus membros torácicos. As preguiças do gênero *Choloepus* apresentam dois dedos e pertencem à Família Megalonychidae, enquanto as do gênero *Bradypus* possuem três dedos e pertencem à Família Bradipodidae (Superina & Aguiar, 2006; Gardner, 2007).

A *Bradypus variegatus* (preguiça-comum) pertence ao gênero *Bradypus* juntamente com mais três espécies de preguiças, sendo elas: *Bradypus tridactylus* (preguiça-de-bentinho); *Bradypus torquatus* (preguiça-de-coleira); e *Bradypus pygmaeus* (preguiça-anã-de-três-dedos) (Fonseca *et al.*, 1996; Barreto *et al.*, 2013).

O bicho preguiça, como também é popularmente denominado a *Bradypus variegatus*, apresenta como principal marca de sua espécie os três dedos no membro torácico juntamente com o pescoço na coloração marrom. A região do crânio é achatada, não sendo possível a

visualização das orelhas pois o corpo todo é recoberto por pelos densos, de coloração predominantemente em tons de marrom e branco se estendendo até a face, na qual é marcada juntamente com faixas escuras partindo da região da testa se estendendo até a região dos olhos e parte posterior do crânio. O nariz possui cor preta e os lábios apresentam um formato prolongado que simula um constante “sorriso” (Amorim *et al.*, 2003; Cáuper *et al.*, 2006) (Figura 2).



Figura 2: Um exemplar de *Bradypus variegatus* escalando um tronco de árvore e apresentando as características fenotípicas para identificação de sua espécie. **Fonte:** Arquivo Pessoal, 2022.

As preguiças possuem hábitos arborícolas, utilizando suas garras para se manterem atrelados a galhos de árvores. Em geral, permanecem a maior parte de suas vidas em copas de árvores em detrimento da alta exposição aos raios solares e pela facilidade de captura de alimentos, tais como: folhas, ramos e brotos de várias plantas. Ademais, podem igualmente estar presentes em vegetações mais baixas, como arbustos; no solo, porém com dificuldade locomotora; e em rios, nadando (Cáuper *et al.*, 2006; Urbani & Bosque, 2007; Chiarello *et al.*, 2011).

A *Bradypus variegatus* é a espécie de preguiça de maior ocorrência mundial, sendo relatada expressivamente na América Latina (América Central e do Sul) em regiões de pouca variação climática (florestas tropicais de baixa altitude), compreendendo a faixa territorial que parte de Honduras até o Norte Argentino. No Brasil, a mesma está presente em praticamente

todos os biomas, sendo classificada como menos preocupante na lista de espécies ameaçadas de extinção (Britton, 1941; Superina *et al.*, 2010; Chiarello *et al.*, 2011).

2.3. Peritônio

O peritônio é uma membrana que envolve a cavidade abdominal e que possui dois folhetos: o parietal, a qual reveste a parede desta cavidade, e o visceral, a qual recobre os órgãos ali presentes, exceto pelas estruturas inseridas na região retroperitoneal, tais como os rins, reto e o ânus (Fossum, 2021). Sua função é mantê-los separados e suspensos por ligamentos, contando adicionalmente com nervos, vasos sanguíneos e estruturas linfáticas. A membrana peritoneal se estende até a cavidade pélvica e recobre sua porção cranial (Aspinall & Capello, 2015) (Figura 3A).

Em contato com o peritônio visceral é possível identificar o omento maior e menor. O omento é uma lâmina larga do peritônio, altamente vascularizado e que recobre os órgãos da cavidade abdominal com intuito de ligá-los e protegê-los (Budras, 2007). O omento maior está distribuído desde a curvatura maior do estômago até a região cranial da vesícula urinária, recobrando a maior parte dos intestinos (delgado e grosso) de forma ventral e lateral (Evans & Miller, 2013). O omento menor está distribuído aproximadamente partindo da curvatura menor do estômago e do intestino delgado (duodeno) até ao fígado (Doom *et al.*, 2014) (Figura 3B).

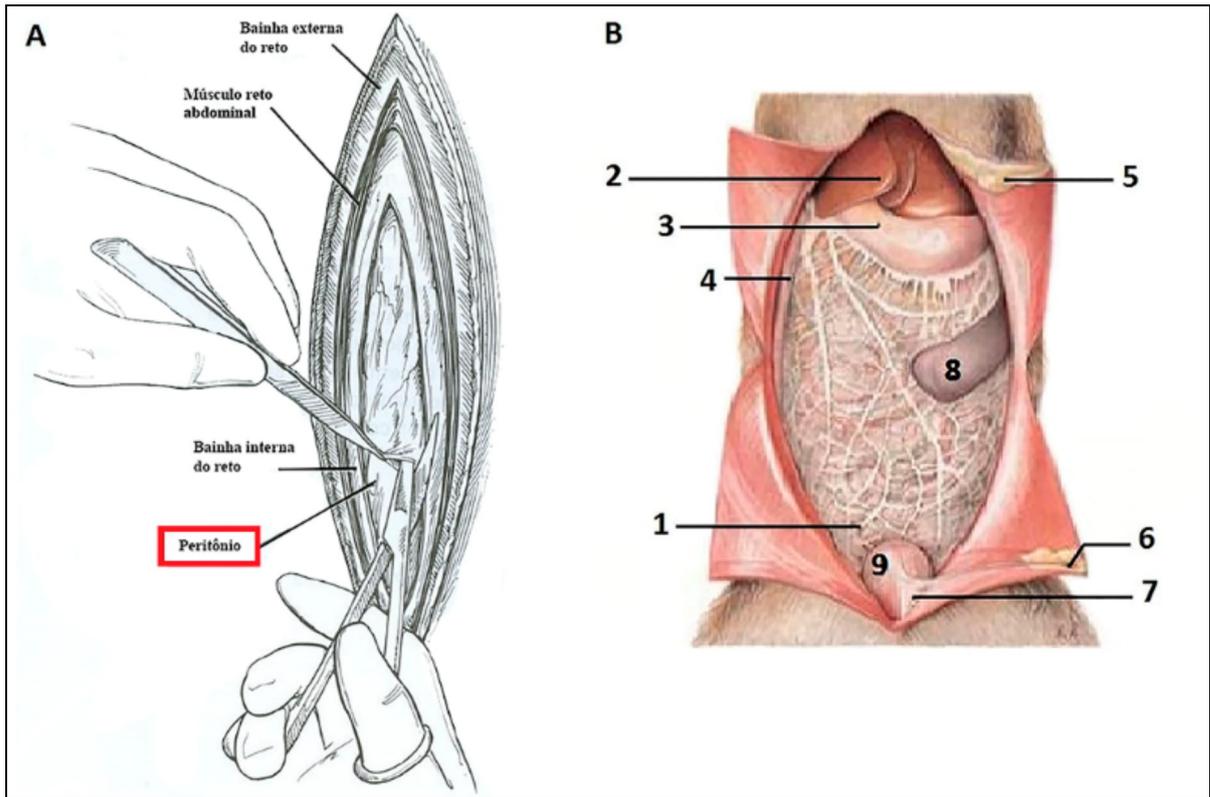


Figura 3: **A** – Representação ilustrativa do peritônio de um bovino após incisão completa dos músculos abdominais durante a realização de uma abomasopexia paramedial ventral. **Fonte:** Adaptado de Lowe & Loomis (1965). **B** – Representação ilustrativa da região ventral de um abdome canino. Destaca-se o omento maior (1) recobrendo a maior parte dos órgãos abdominais. Ademais, é possível identificar o fígado (2), estômago (3), duodeno (4), ligamento falciforme (5), umbigo (6), ligamento medial da vesícula urinária (7), baço (8), e vesícula urinária (9). **Fonte:** Adaptado de Budras (2007).

Histologicamente, o peritônio organiza-se em uma camada de células mesoteliais achatadas ligadas a uma lâmina basal que faz conexão com um tecido conjuntivo (denso e frouxo). O tecido conjuntivo é do tipo denso quando os fibroblastos e fibras colágenas estão em abundância para fornecer elasticidade, resistência e proteção ao órgão. A forma como essas fibras são organizadas determina se o mesmo será classificado em tecido conjuntivo denso modelado e não modelado. O primeiro se caracteriza pela presença de fibras colágenas orientadas em mesmo sentido e direção aos fibroblastos, enquanto que o segundo se caracteriza pela ausência de orientação fixa destas mesmas células (Banks, 1992; Junqueira & Carneiro, 2017).

O tecido conjuntivo do tipo frouxo ocorre quando os fibroblastos e fibras colágenas estão dispersos em menores quantidades na matriz extracelular, sendo capazes de fornecer

elasticidade, porém baixa resistência aos tecidos. Em geral, este tecido proporciona a união de outros, estando presente em abundância na lâmina basal dos órgãos e podendo estar ligados a tecidos adiposos em longa ou baixa escala (Junqueira & Carneiro, 2017).

Desta feita, pode-se inferir que o peritônio é uma membrana ricamente vascularizada, e apesar de não conter glândulas anexas, é capaz de secretar líquido de natureza serosa (Bassert, 2010). Sendo assim, se caracteriza como uma membrana serosa sustentada por um estroma de fibras colágenas e elásticas que possui a capacidade de absorção e exsudação de fluidos protetores, havendo equilíbrio de ambas as funcionalidades em um organismo normal (Ngwenyama & Sellon, 2017).

2.4. Abordagens cirúrgicas na cavidade abdominal

A cavidade abdominal é dividida em região abdominal e pélvica, na qual engloba a maioria dos órgãos do trato gastrointestinal e urinário. A parede abdominal é composta por robustos músculos presentes na região ventral, sendo eles: músculos retos abdominais e suas respectivas aponeuroses compostas por três músculos (oblíquo interno, oblíquo externo e transversal abdominal respectivamente). O peritônio é totalmente visualizado após a incisão completa de todos os músculos da parede abdominal (Dyce *et al.*, 2019).

As intervenções cirúrgicas em nível abdominal têm como objetivo acessar algum órgão específico presente na cavidade ou explorar a mesma com fins diagnósticos ou terapêuticos (Davies *et al.*, 2007). As laparotomias são classificadas sendo do tipo longitudinal quando é possível acessar toda a cavidade abdominal, as mesmas podem ainda ser do tipo mediana e paramedianas pararretal medial, transretal e pararretal lateral de acordo com o local incisado. Por outro lado, as laparotomias do tipo transversal seguem as linhas de força do abdome, podendo até mesmo incisar o músculo reto abdominal (Borud *et al.*, 2007).

Em relação a oclusão da parede abdominal, após a realização de uma laparotomia, ainda não há uma padronização quanto as raias destes tecidos e a obrigatoriedade da sutura peritoneal, porém as mesmas podem ser executadas em bloco ou em massa (peritônio junto ao plano músculo-aponeurótico) (Wallace *et al.*, 1980; Ellis & Heddle, 1997; Borud *et al.*, 2007). Sendo assim, o sucesso na cicatrização destas musculaturas e do peritônio dependem da qualidade do material de sutura utilizado e da correta aproximação das bordas da ferida cirúrgica provenientes da escolha do melhor padrão de sutura capaz de suportar as forças de tensão que atuam na linha de incisão do tecido (Ragni, 2010).

O fio de sutura dito “ideal” não existe, pois nenhum deles é capaz de possuir todas as características e propriedades estabelecidas, porém nenhum deles deve dificultar o processo cicatricial. No caso de suturas musculares, opta-se por um fio com alta resistência, baixo coeficiente de atrito e baixa reação tecidual (Schauffert *et al.*, 2000; Saito *et al.*, 2006).

As suturas contínuas ou separadas podem ser igualmente aplicadas na síntese abdominal. A sutura contínua tem como vantagem a rápida execução, redução no custo do material e melhor divisão de tensões no tecido, pois não necessita da aplicação de vários pontos sucessivos. Por outro lado, a sutura separada tende a dar maior segurança na aproximação dos bordos da ferida cirúrgica, uma vez em que os pontos são executados de forma independente (Fossum, 2021).

Sendo assim, dentre os padrões de sutura que tem como indicação comum o fechamento da cavidade abdominal de forma efetiva, exemplificam-se: o ponto simples separado, Sultan separado (ponto em “X”) e Reverdin contínuo (Figuras 4A, 4B e 4C). Estes, atuam realizando aproximação das bordas cirúrgicas em locais de tensão, propiciando resistência, além de hemostasia local, contribuindo com o processo cicatricial (Slatter, 2003).

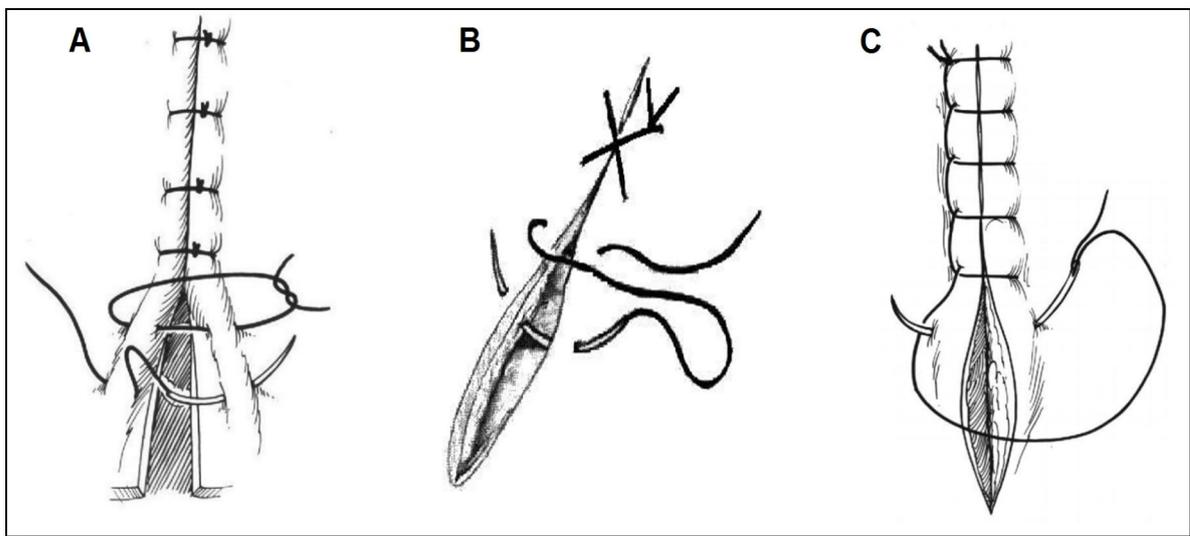


Figura 4: Padrões de sutura que podem ser aplicados na síntese abdominal. **A** – Padrão de sutura simples separado. **B** - Padrão de sutura Sultan separado (ponto em “X”). **C** – Padrão de sutura Reverdin contínuo. **Fonte:** Adaptado de Almeida & Almeida (2007).

O sucesso cicatricial das intervenções na cavidade abdominal depende igualmente de outros fatores associados, tais como os cuidados pós-operatórios com curativos, restrição de movimentação e utilização de proteção (colares elizabetanos e roupas cirúrgicas) (Smeak, 2002). No caso de cirurgias abdominais em animais silvestres, a maior dificuldade em relação

a deiscência de suturas está relacionada as particularidades de cada espécie. No caso de tamanduás e preguiças, os hábitos arborícolas influenciam em uma maior força tênsil na região abdominal, além da dificuldade na realização de contenção e curativos diários (Bernardino, 2014; Vilani, 2014).

3. MATERIAL E MÉTODOS

Foram utilizados quatro espécimes adultos de *Tamandua tetradactyla*, sendo três machos e uma fêmea, oriundos da área de Mina Bauxita Paragominas – PA, sob registro SISBIO nº 23401-5, encaminhados, após morte por atropelamento e congelados; e três espécimes adultos de *Bradypus variegatus*, sendo dois machos e uma fêmea, oriundos do Jardim Botânico Bosque Rodrigues Alves, sob registro SISBIO nº 23401-7, encaminhados, após morte natural e congelados, ao Laboratório de Pesquisa Morfológica Animal (LaPMA) da Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA).

Os animais foram descongelados em água corrente por aproximadamente três horas e dissecados mediante incisão na cavidade abdominal, rebatendo-se pele e musculatura, até a exposição do peritônio. Em seguida, foram realizados padrões de suturas dos tipos: simples separado, Sultan separado (ponto em “X”) e Reverdin contínuo, com fio inabsorvível sintético de mononylon, número 0 para atestar a oclusão dos mesmos.

Foram colhidos fragmentos de dois centímetros quadrados (2cm²) em formato de trapézio de tecido abdominal incluindo o peritônio da região medial partindo da linha alba (menor lado) para a região lateral (maior lado) para fins de avaliação histológica no Laboratório de Histologia e Embriologia Animal (LHEA) da Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA).

Os exemplares foram fixados utilizando-se solução aquosa de formaldeído a 10% por meio de perfusão intramuscular, subcutânea e intracavitária para fins de conservação e, em seguida, foram mantidos submersos em tanques contendo a mesma solução.

Os fragmentos de tecido abdominal com peritônio foram processados no LHEA da UFRA utilizando o protocolo histológico de rotina, sendo estes desidratados em série crescente de álcoois (70% - 90%), diafanizadas em xilol, embebidos e incluídos em parafina. As secções dos tecidos seguiram cortes de 5 µm a 6 µm de espessura, obtidos por meio de micrótomo Zeiss modelo Hyrax 25, sendo realizadas as colorações com Hematoxilina e Eosina (HE) e Tricrômico de Gomori (Tolosa *et al.*, 2003; Gonçalves *et al.*, 2022). O material

foi analisado e fotografado por meio do fotomicroscópio Leica DM 2500, realizando-se a captura digital das imagens (software Las Core).

Toda a nomenclatura adotada foi baseada na Nomenclatura Anatômica Veterinária (International Committee on Veterinary Gross Anatomical Nomenclature, 2017) e na Nomenclatura Histológica Veterinária (International Committee on Veterinary Histological Nomenclature, 2017).

4. RESULTADOS

4.1. Macroscopia da musculatura abdominal e peritônio do *Tamandua tetradactyla*

O peritônio parietal de *Tamandua tetradactyla* foi visualizado após a incisão dos músculos presentes na parede abdominal na região da linha alba. Destacou-se medialmente a aponeurose do músculo reto abdominal que pôde ser identificado com facilidade pelo seu tamanho robusto. Lateralmente, foi possível a identificação do músculo oblíquo externo abdominal. Ademais, o tecido peritoneal foi caracterizado como espesso, de coloração rosada e distribuído ao longo da cavidade abdominal (partindo da cartilagem xifóide até a região inguinal) (Figura 5A).

O omento maior foi visualizado após incisão do peritônio parietal e esteve presente em contato com o peritônio visceral, recobrendo quase que a totalidade dos órgãos da cavidade abdominal (Figura 5B).

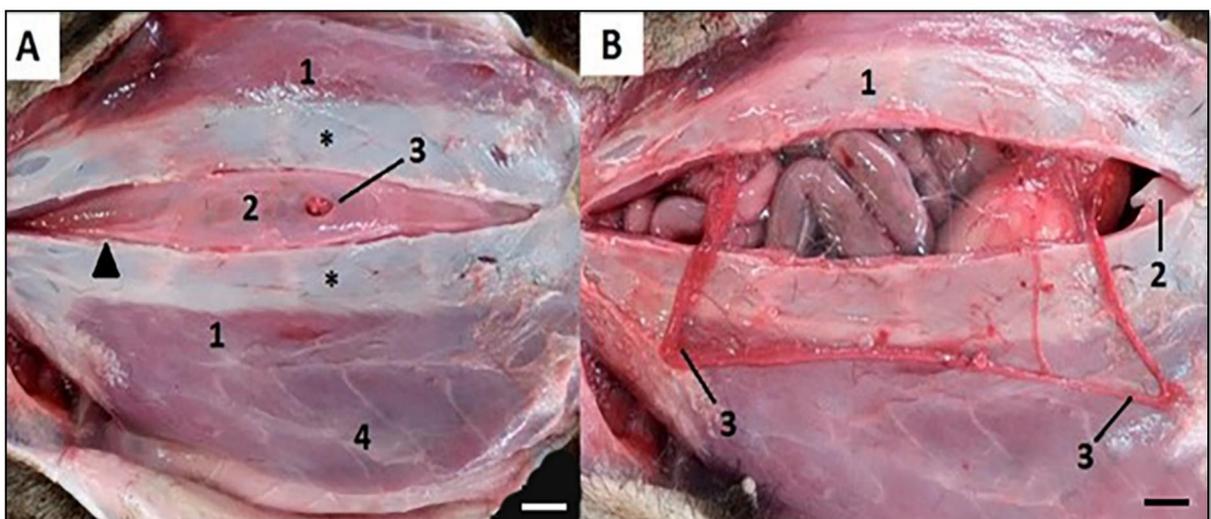


Figura 5: Fotomacrografias do abdome ventral de um exemplar de *Tamandua tetradactyla*. **A** - Músculo reto abdominal esquerdo e direito (1). Peritônio parietal (2). Omento maior (3). Músculo oblíquo externo abdominal esquerdo (4). Aponeurose do músculo reto abdominal esquerdo e direito (*). Região de linha alba (▲). Barra de escala: 1cm. **B** – Músculo reto

abdominal direito (aponeurose) (1). Peritônio parietal (2). Omento maior recobrimdo grande parte dos órgãos da cavidade abdominal (3). Barra de escala: 1cm.

Devido à grande espessura do peritônio do *Tamandua tetradactyla*, optou-se pela sutura em bloco, no qual o peritônio foi ocluído de forma individual. Foram aplicados três tipos de padrão de sutura com fio sintético inabsorvível de mononylon 0 para a sutura peritoneal, sendo eles: simples separado, Sultan separado (ponto em “X”) e Reverdin contínuo. Os três padrões foram capazes de gerar a rafia do tecido (Figuras 6A, 6B e 6C).

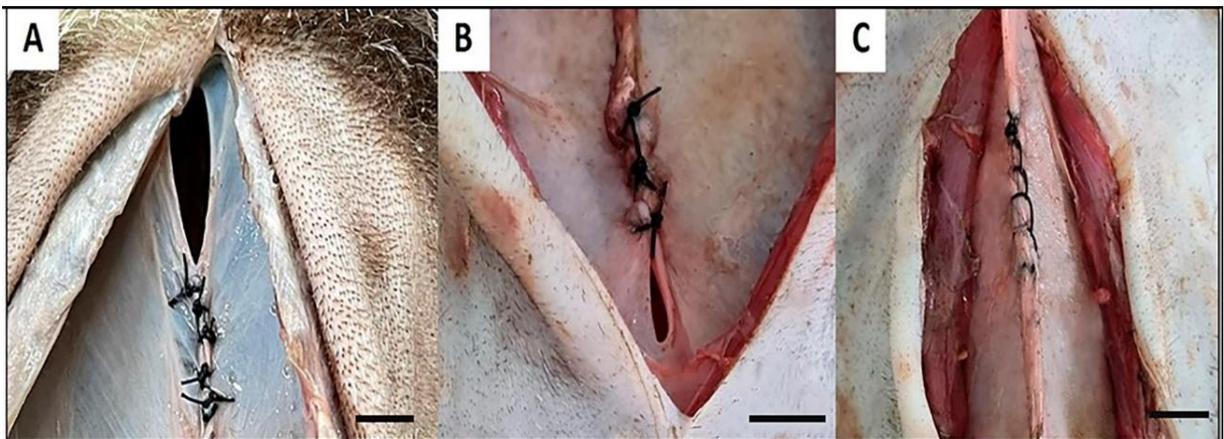


Figura 6: Fotomicrografias do abdome ventral de um exemplar de *Tamandua tetradactyla*. **A** – Sutura em bloco de peritônio no padrão simples separado. Barra de escala: 1cm. **B** – Sutura em bloco de peritônio no padrão Sultan (ponto em “X”) separado. Barra de escala: 2cm. **C** – Sutura em bloco de peritônio no padrão Reverdin contínuo. Barra de escala: 1cm.

4.2. Microscopia da musculatura abdominal e peritônio do *Tamandua tetradactyla*

A microscopia do peritônio do *Tamandua tetradactyla* revelou que este órgão estava aderido ao músculo reto abdominal (Figura 7A), sendo caracterizado como uma membrana serosa composta por uma camada mesotelial de células epiteliais pavimentosas e tecido conjuntivo denso não modelado (Figuras 7B, 7C, 7D e 7E).

Foram identificados múltiplos adipócitos entremeados ao tecido conjuntivo denso não modelado do peritônio (Figuras 7B, 7C e 7E). Este tecido conjuntivo se distribuiu de forma invaginante na camada subsequente de musculatura estriada esquelética, formando sulcos de profundidades diferentes em sua estrutura (Figuras 7B, 7C e 7F).

Em seguida, identificou-se, abaixo da camada muscular, a presença de blocos de fibras colágenas mais robustas envoltas por tecido conjuntivo denso modelado (Figura 7B).

Ademais, houve a deposição de tecido conjuntivo propriamente dito frouxo em grande quantidade entre as fibras estriadas esqueléticas do músculo reto abdominal, no qual foi possível identificar um vaso sanguíneo venoso, demonstrando a vascularização desta área (Figura 7C).

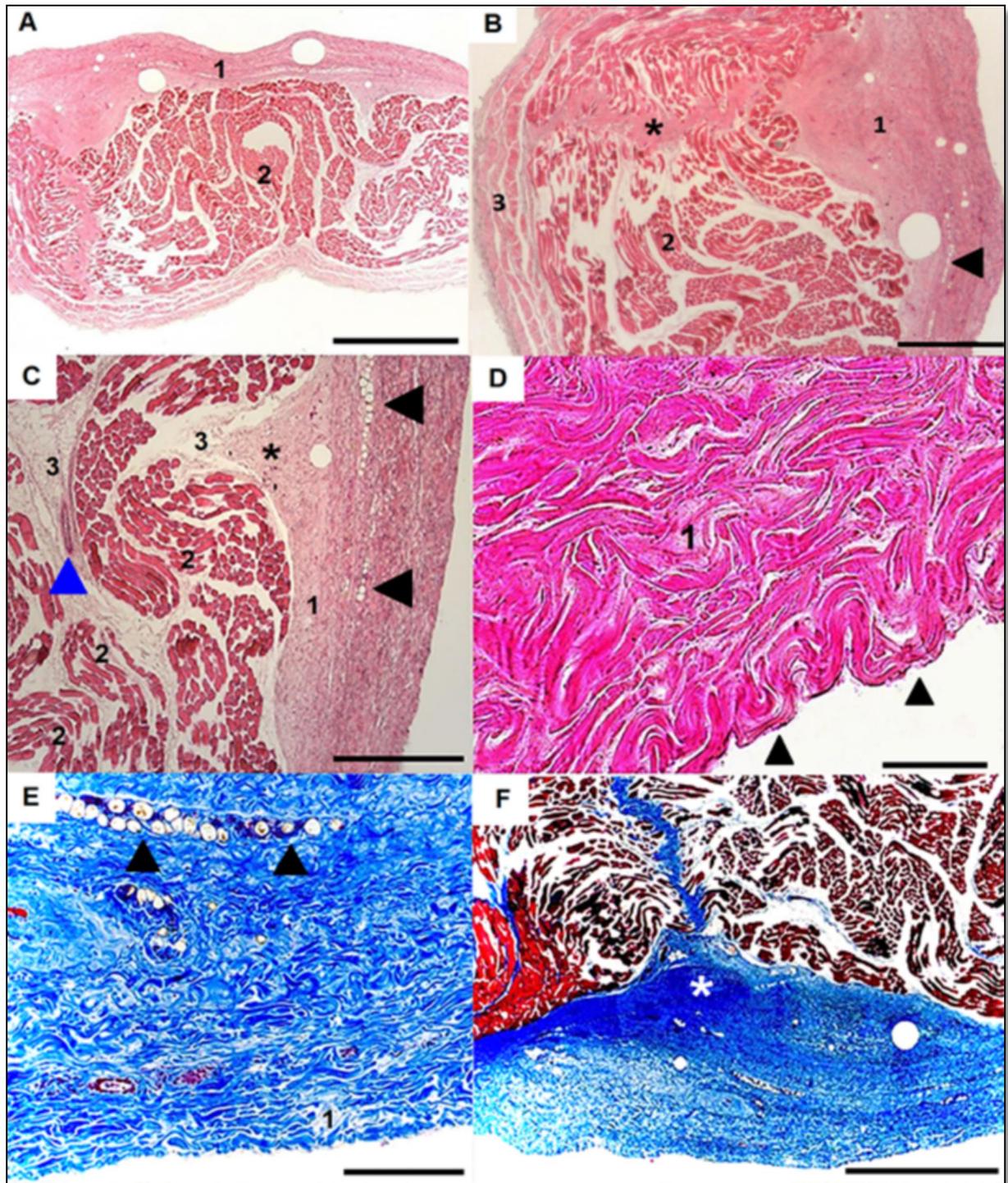


Figura 7: Fotomicrografias de um corte transversal de segmento muscular abdominal de um exemplar de *Tamandua tetradactyla*. A – Peritônio aderido à camada de tecido muscular (1).

Músculo reto abdominal com fibras musculares esqueléticas (2). Barra de escala: 2mm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **B** – Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Fibras de tecido muscular estriado esquelético do músculo reto abdominal (2). Blocos de fibras colágenas robustas (3). Invaginação profunda de tecido conjuntivo denso não modelado do peritônio parietal na musculatura (*). Adipócitos (▲). Barra de escala: 1mm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **C** – Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Fibras de tecido muscular estriado esquelético do músculo reto abdominal (2). Tecido conjuntivo propriamente dito frouxo (3). Vaso sanguíneo (veia) (cabeça de seta em azul). Invaginação superficial de tecido conjuntivo denso não modelado do peritônio parietal na musculatura (*). Adipócitos (▲). Barra de escala: 1mm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **D** – Peritônio de *Tamandua tetradactyla*. Camada mesotelial com células epiteliais pavimentosas (▲). Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Barra de escala: 50µm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **E** - Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Adipócitos (▲). Barra de escala: 200µm. Coloração: Tricrômico de Gomori. **F** – Peritônio de *Tamandua tetradactyla*. Invaginação profunda de tecido conjuntivo denso não modelado do peritônio parietal na musculatura (*). Barra de escala: 1mm. Coloração: Tricrômico de Gomori.

4.3. Macroscopia da musculatura abdominal e peritônio da *Bradypus variegatus*

O peritônio parietal de *Bradypus variegatus* foi visualizado após a incisão dos músculos presentes na parede abdominal na região de linha alba, sendo caracterizado como uma fina membrana de coloração rosada e distribuído ao longo da cavidade abdominal (partindo da cartilagem xifóide até a região inguinal). O músculo reto abdominal esteve presente na região medial abdominal apresentando uma discreta aponeurose (Figura 8A).

Após incisão do peritônio parietal, não foi possível a identificação do omento (maior e menor) nesta espécie, logo, houve a exposição direta dos órgãos da cavidade abdominal, dando destaque ao estômago que apresentou grande dimensão (Figura 8A).

Devido à fina espessura do peritônio da *Bradypus variegatus*, optou-se pela sutura em massa, na qual o peritônio foi ocluído junto ao músculo reto abdominal. Foram aplicados três tipos de sutura com fio sintético inabsorvível de mononylon 0 no plano peritônio-aponeurótico-muscular, sendo eles: simples separado, Sultan (ponto em “X”) separado e Reverdin contínuo. Os três padrões propiciaram a rafia do tecido (Figuras 8B, 8C e 8D).

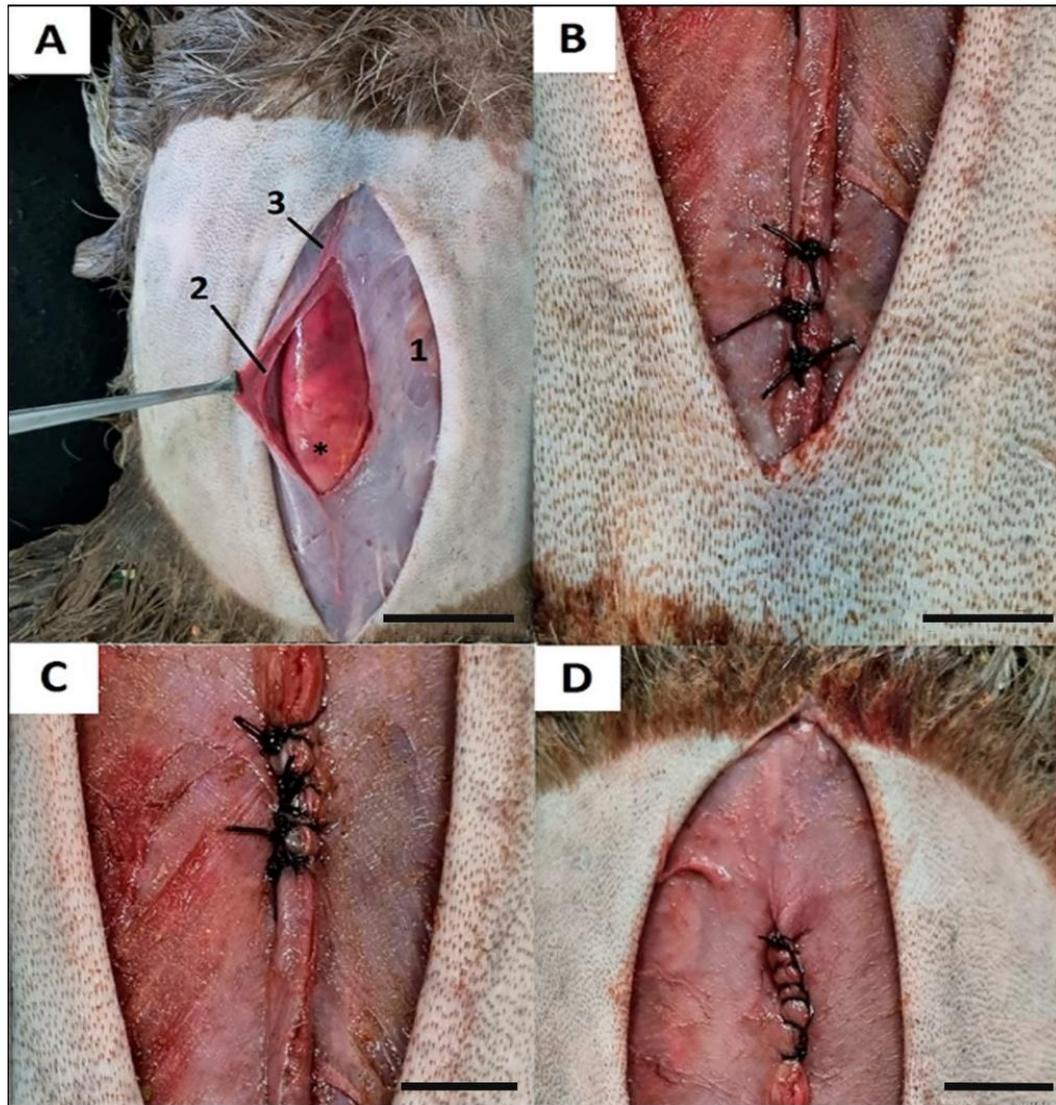


Figura 8: Fotomacrografias do abdome ventral de um exemplar de *Bradypus variegatus*. **A** – Músculo reto abdominal (1). Peritônio parietal (2). Linha alba (3). Região de órgãos abdominais internos – estômago (*). Barra de escala: 3cm. **B** – Sutura em massa de músculo e peritônio no padrão simples separado. Barra de escala: 1cm. **C** – Sutura em massa de músculo e peritônio no padrão Sultan separado (“X”). Barra de escala: 1cm. **D** – Sutura em massa de músculo e peritônio no padrão contínuo Reverdin. Barra de escala: 2cm.

4.4. Microscopia da musculatura abdominal e peritônio da *Bradypus variegatus*

A microscopia do peritônio da *Bradypus variegatus* demonstrou que este órgão estava aderido ao músculo reto abdominal. Abaixo da camada muscular, identificou-se uma camada composta por placas de fibras colágenas robustas (Figuras 9A e 9E). O peritônio propriamente dito foi caracterizado como uma membrana serosa composta por uma camada mesotelial de células epiteliais pavimentosas e tecido conjuntivo denso não modelado, que foi capaz de invaginar a musculatura (Figuras 9A, 9B e 9F).

Ademais, identificou-se que a camada do músculo reto abdominal foi composta por fibras musculares estriadas esqueléticas, entremeadas por uma pequena quantidade de tecido conjuntivo propriamente dito frouxo (Figuras 9C e 9F). Destacou-se ainda a presença de uma faixa de tecido conjuntivo denso não modelado que partia do peritônio parietal e invaginava a camada muscular de modo a dividir as fibras paralelamente ao longo de sua extensão (Figuras 9D e 9E).

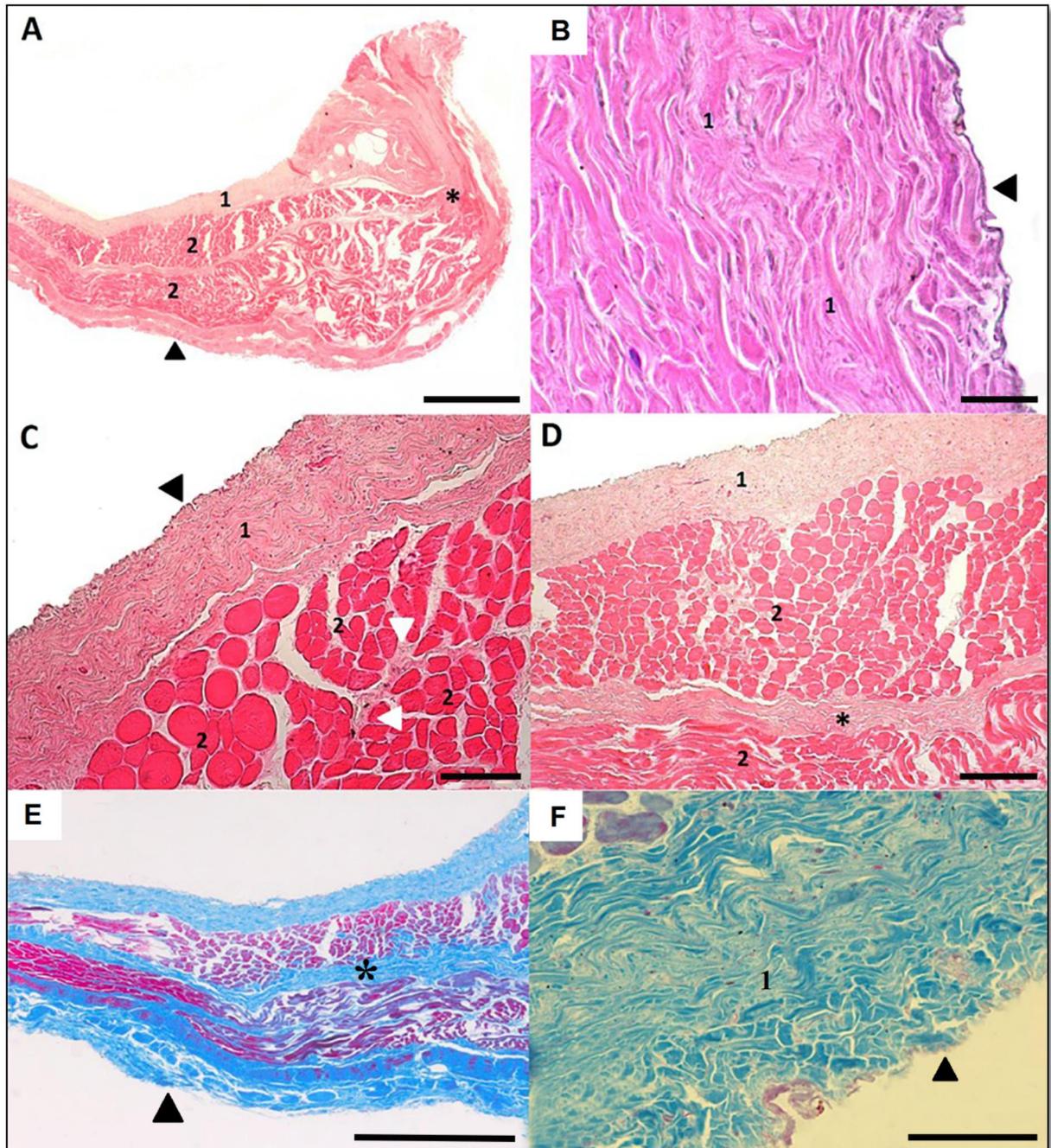


Figura 9: Fotomicrografias de um corte transversal de segmento muscular abdominal de um exemplar de *Bradypus variegatus*. **A** – Peritônio parietal aderido à camada de tecido muscular

(1). Músculo reto abdominal com fibras musculares estriadas esqueléticas (2). Blocos de fibras colágenas robustas (▲). Peritônio parietal invaginando a musculatura (*). Barra de escala: 1mm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **B** – Peritônio de *Bradypus variegatus*. Camada mesotelial com células epiteliais pavimentosas (▲). Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Barra de escala: 20µm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **C** – Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Fibras de tecido muscular estriado esquelético do músculo reto abdominal (2). Camada mesotelial com células epiteliais pavimentosas (▲). Tecido conjuntivo propriamente dito frouxo (cabeças de seta em branco). Barra de escala: 100µm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **D** – Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Fibras de tecido muscular estriado esquelético do músculo reto abdominal (2). Invaginação profunda de tecido conjuntivo denso não modelado do peritônio parietal na musculatura (*). Barra de escala: 200µm. Coloração: Hematoxilina-Eosina. **E** - Invaginação profunda de tecido conjuntivo denso não modelado do peritônio na musculatura (*). Blocos de fibras colágenas robustas (▲). Barra de escala: 500µm. Coloração: Tricrômico de Gomori. **F** - Peritônio de *Bradypus variegatus*. Camada mesotelial com células epiteliais pavimentosas (▲). Tecido conjuntivo denso não modelado (1). Barra de escala: 50µm. Coloração: Tricrômico de Gomori.

5. DISCUSSÃO

A análise macroscópica dos peritônios do *Tamandua tetradactyla* e da *Bradypus variegatus* revelaram que os mesmos estiveram presentes após a incisão completa dos músculos reto abdominal, estando dispersos em toda a extensão abdominal e sendo dividido em dois folhetos (parietal e visceral). Este mesmo padrão foi relatado nos estudos de Camargo *et al.* (2012) em *Cuniculus paca*, Papparella *et al.* (2014) em ratos e Solass *et al.* (2016) em humanos.

Segundo a literatura, até o ano de 2007, ainda não há uma padronização para a oclusão da cavidade abdominal e a obrigatoriedade da sutura peritoneal, porém as mesmas podem ser executadas em bloco ou em massa (peritônio junto ao plano músculo-aponeurótico) (Wallace *et al.*, 1980; Ellis & Heddle, 1997; Borud *et al.*, 2007). Para o *Tamandua tetradactyla* foi utilizado a sutura em bloco, enquanto para a *Bradypus variegatus* foi utilizado a sutura em massa levando em consideração o tamanho da espessura dos seus respectivos peritônios e ausência de omento (maior e menor) na preguiça.

A ausência do omento (maior e maior) identificado na *Bradypus variegatus* faz com que a sua cavidade abdominal seja menos protegida que a do *Tamandua tetradactyla*, uma vez que esta estrutura se caracteriza por ser uma lâmina larga do peritônio, altamente vascularizado e que recobre os órgãos da cavidade abdominal com intuito de ligá-los e protegê-los (Budras, 2007; Dyce *et al.*, 2019).

As suturas contínuas ou separadas podem ser igualmente aplicadas na síntese abdominal. A sutura contínua aplicada no estudo (Reverdin) tem como vantagem a rápida execução, redução no custo do material e melhor divisão de tensões no tecido, pois não necessita da aplicação de vários pontos sucessivos. Por outro lado, as suturas separadas aplicadas (simples separado e Sultan – ponto em “X”) tendem a dar maior segurança na aproximação dos bordos da ferida cirúrgica, uma vez em que os pontos são executados de forma independente (Fossum, 2021).

O sucesso na cicatrização destas musculaturas e do peritônio dependem da qualidade do material de sutura utilizado e da correta aproximação das bordas da ferida cirúrgica provenientes da escolha do melhor padrão de sutura capaz de suportar as forças de tensão que atuam na linha de incisão do tecido (Ragni, 2010). Os três padrões de sutura aplicados no estudo, sendo em bloco ou em massa foram capazes de ocluir a cavidade abdominal do *Tamandua tetradactyla* e da *Bradypus variegatus*.

O fio inabsorvível sintético de nylon aplicado no presente estudo foi selecionado pelo fácil acesso e baixo custo de sua utilização em modelos experimentais, no entanto, os fios mais adequados para realização destas raias em musculatura abdominal e peritônio seriam os do tipo sintéticos absorvíveis monofilamentados, devido a sua baixa reação tecidual e menor tempo de cicatrização (Wadström & Gerdin, 1990; Sahlin *et al.*, 1993).

Posto isto, existem outros fatores que estão diretamente relacionados com o sucesso cicatricial das intervenções na cavidade abdominal, tais como os cuidados pós-operatórios com curativos, restrição de movimentação e utilização de proteção (colares elizabetanos e roupas cirúrgicas) (Smeak, 2002). No caso de cirurgias abdominais em animais silvestres, a maior dificuldade em relação a deiscência de suturas está relacionada as particularidades de cada espécie. No caso de tamanduás e preguiças, os hábitos arborícolas influenciam em uma maior força tênsil na região abdominal, além da dificuldade na realização de contenção e curativos diários (Bernardino, 2014; Vilani, 2014).

A análise microscópica do peritônio de *Tamandua tetradactyla* e *Bradypus variegatus* demonstrou que os órgãos possuem componentes histológicos em comum, porém apresentam diferentes organizações morfológicas. O peritônio da *Bradypus variegatus* apresentou uma camada robusta de fibras colágenas abaixo da camada muscular, enquanto o *Tamandua tetradactyla* evidenciou fibras colágenas de tecido conjuntivo denso não modelado organizadas em blocos.

Camargo (2009) ao realizar a análise histológica do peritônio de paca (*Agouti paca*) constatou a presença de tecido conjuntivo denso não modelado e células do tecido conjuntivo,

além de vasos sanguíneos e adipócitos uniloculares, resultados semelhantes aos de Meireles *et al.* (2012) ao estudar a histologia do peritônio de *Callithrix penicillata*, e os de Leal (2013) que usaram ratos wistar (*Rattus norvegicus*) como modelo experimental em seu estudo. Os achados dos referidos autores apresentam conformidade com a literatura (Banks, 1992; Samuelson, 2007; Junqueira & Carneiro, 2017), no entanto, divergem aos que foram observados no presente estudo.

Considerando que esse tipo de tecido conjuntivo é importante para conferir elasticidade à estrutura e, ao mesmo tempo, resistência a tensões (Gartner & Hiatt, 2011), a sua existência na constituição tecidual do peritônio do tamanduá-mirim e da preguiça podem sugerir que esta membrana possui maior maleabilidade frente a um episódio traumático, tornando mais difícil seu rompimento.

Outra divergência morfológica evidenciada no presente estudo foi que o peritônio do *Tamandua tetradactyla* apresentou invaginação profunda de tecido conjuntivo denso ocorrendo perpendicularmente em relação a musculatura subjacente, enquanto em *Bradypus variegatus* a invaginação de tecido conjuntivo denso observada ocorreu de forma paralela à musculatura abdominal, dando a impressão de separação em camadas alternadas de tecido conjuntivo e tecido muscular. Nesse sentido, há diferenças morfológicas entre o que foi observado em *Tamandua tetradactyla* comparando a *Bradypus variegatus* e entre as espécies apresentadas por Camargo (2009), Meireles *et al.* (2012) e Leal (2013).

O mesotélio observado no peritônio de ambas as espécies apresentadas no presente estudo evidenciou revestimento de tecido epitelial pavimentoso simples, sendo sustentado por tecido conjuntivo denso não modelado. Resultados semelhantes aos obtidos por Camargo (2009) e por Meireles *et al.* (2012). Camargo (2009) acrescenta que o mesotélio de paca exibiu pouca celularidade, assim como o que foi observado no mesotélio de *Tamandua tetradactyla* e *Bradypus variegatus*.

Em relação ao tecido muscular estriado esquelético observado em *Tamandua tetradactyla* e *Bradypus variegatus* foi observada morfologia típica, apresentando cortes transversais e núcleos periféricos e em cortes longitudinais exibindo as estrias costumeiras do tecido muscular abdominal, além de ser possível visualizar tecido conjuntivo frouxo entre as fibras musculares, estando em conformidade com a literatura (Banks, 1992; Samuelson, 2007; Junqueira & Carneiro, 2017) e também ao que foi observado por Leal (2013), visto que evidenciaram a presença de tecido conjuntivo envolvendo todo conjunto de fibras musculares e infiltrando ao tecido muscular estriado esquelético de *Rattus norvegicus*. No entanto, os

estudos de Camargo (2009) e Meireles *et al.* (2012) não evidenciaram tecido muscular estriado esquelético em paca e *Callithrix penicillata* respectivamente.

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A morfologia do peritônio do *Tamandua tetradactyla* e da *Bradypus variegatus* possuíram semelhanças em relação a topografia desta membrana e constituição dos folhetos. Macroscopicamente foi perceptível que a espessura do peritônio do tamanduá foi mais robusta em comparação a da preguiça, porém, se fazem necessários maiores estudos para mensuração e elasticidade desta membrana.

Ademais, a ausência do omento (maior e menor) na *Bradypus variegatus* foi um achado incomum quando comparado aos demais Xenarthras, o que pode sugerir que a cavidade abdominal destes animais é mais susceptível à traumas, uma vez que esta lâmina age com funções protetivas e até mesmo imunológicas.

Microscopicamente, os peritônios de *Tamandua tetradactyla* e da *Bradypus variegatus* apresentaram semelhanças, divergindo apenas na presença de invaginações de tecido conjuntivo denso não modelado de forma mais superficial no tamanduá e mais profunda na preguiça.

Os padrões de suturas aplicados foram capazes de gerar a oclusão completa da cavidade abdominal, porém, é necessário que a aplicação dos mesmos seja mais bem desenvolvida através de modelos experimentais “*in vivo*” para testar a resistência e tempo de cicatrização das rafias.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALMEIDA, A.E.R.F.; ALMEIDA, Z.M.O.F. Manual de Suturas – Roteiro Prático. Universidade Federal de Minas Gerais. Escola de Veterinária. Departamento de Clínica e Cirurgia Veterinárias. Belo Horizonte, 2007.

AMORIM, M. J. A. A. L., M. A. MIGLINO, A. A. AMORIN JUNIOR, AND T. C. SANTOS, 2003: Aspectos morfológicos da placenta da preguiça, *Bradypus variegatus*, Schinz, 1825. Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci. 40, 217–226.

ASPINALL, V.; CAPELLO, M. **Introduction to veterinary anatomy and physiology textbook**. London: Elsevier, 2015, p. 29.

BANKS, W. J. Organização dos órgãos. In: BANKS, W. J. (Ed.). **Histologia veterinária aplicada**. 2. ed. São Paulo: Manole, 1992.

BARRETTO M.L.M., AMORIM M.J.A.A.L. & FALCÃO M.V.D. 2013. Análise morfológica e morfométrica das gônadas de preguiça (*Bradypus variegatus* Schinz, 1825). Pesquisa Veterinária Brasileira 33(9):1130-1136.

BASSERT, J. M. Tecidos: comunidades vivas. In: COLVILLE, T. P. **Anatomia e fisiologia clínica para medicina veterinária**. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010, p. 119.

BERNARDINO, R. I. Fundamentos da cirurgia em animais selvagens. Cap 107. In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. Tratado de animais selvagens – medicina veterinária. 2ed. São Paulo: Roca, 2014.

BORUD, L.J; GRUNWALDT, L; JANZ, B; MUN, E; SLAVIN, S.A. Components separation combined with abdominal wall plication for repair of large abdominal wall hernias following bariatric surgery. *Plast Reconstr Surg*. 2007; 119(6):1792-8.

BRITTON S.W. 1941. Form and function in the sloth. *Quart. Rev. Biol.* 16:190- 207.

BUDRAS, K.-D. (Ed.). (2007). *Anatomy of the dog* (5th edition). Hannover: Schlüter.

CAMARGO, A. D. **Propriedades Morfológicas e Tensiométricas do Peritônio de Paca (*Agouti paca*, linnaeus 1766) a Fresco, e Conservados em Glicerina**. Tese (Doutorado em cirurgia veterinária) – Universidade Estadual Paulista Campus Jaboticabal, p. 62, 2009.

CAMARGO, A. D.; LEAL, L. M.; GARCIA FILHO, S. P.; MARTINS, L. L.; REIS, A. C. G.; MACHADO, M. R. F. Propriedade morfológicas do peritônio de paca (*Cuniculus paca*, L. 1766) a fresco e conservados em glicerina 98%. **Biotemas**, 25 (4), 185-192, dezembro de 2012.

CARDOSO, J.R.; SOUZA, P.R.; CRUZ, V.S.; BENETTI, E.J.; SILVA, M.S.B.; MOREIRA, P.C.; CARDOSO, A.A.L.; MARTINS, A.K.; ABREU, T.; SIMÕES, K.; GUIMARÃES, F.R. Estudo anatômico do plexo lombossacral de *Tamandua tetradactyla*. *Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia*, v. 65, n. 6, p.1720-1728, 2013.

CÁUPER G.C.B., CÁUPER F.R.M. & BRITO L.L. 2006. Biodiversidade Amazônica: flora amazônica. Centro Cultural dos Povos da Amazônia, Manaus. 162p.

CHIARELLO, A., N. MORAES-BARROS, AND T. PLESE, 2011: *Bradypus variegatus*. In: IUCN 2012. IUCN Red List of Threatened Species.

CHINEM, S. Tamanduá-mirim. Fundação Parque Zoológico de São Paulo. 2010. Disponível em: <http://www.zoologico.sp.gov.br/mamíferos/tamanduá>. Acessado em: 22 jan. 2022.

CRUVINEL, A.C.M.; ROSA, M.C.B.; GUIMARÃES, B.L.L.; SILVA, C.F.A.; SILVA, P.H.S.; LEÃO, C.L.B.; PEIXOTO, J.V.; RESENDE JR., J.C.; LACRETA JR., A.C.C.; PASSAMANI, M.; BARRETO VIANNA, A.R.C.; LIMA, E.M.M.; GUIMARÃES, G.C. The lesser anteater (*Tamandua tetradactyla*) is not tetradactyla, but pentadactyla. Anatomia Histologia Embryologia, p.1-8, 2019.

D'ÁVILA, G. F. L. **Peritonite em cães**. 2012, 48 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Medicina Veterinária) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2012.

DAVIES M, DAVIES C, MORRIS-STIFF G, SHUTE K. Emergency presentation of abdominal hernias: outcome and reasons for delay in treatment - a prospective study. Ann R Coll Surg Engl. 2007; 89(1):47-50.

DOOM, M., DE ROOSTER, H., VAN BERGEN, T., GIELEN, I., KROMHOUT, K., SIMOENS, P., & CORNILLIE, P. (2014). Morphology of the canine omentum part 1: arterial landmarks that define the omentum. Anatomia, histologia, embryologia, n/a-n/a. <http://doi.org/10.1111/ahe.12168>

DYCE, K. M.; SACK, W. O.; WENSING, C. J. G. Tratado de Anatomia Veterinária. 5ª ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2019.

ELLIS H, HEDDLE R. Does the peritoneum need to be closed at laparotomy? Br J Surg. 1977; 64(10):733-6.

EVANS, H. E., & MILLER, M. E. (2013). Miller's anatomy of the dog (Fourth edition). St. Louis, Missouri: Elsevier.

FONSECA, G. A. B. da.; HERRMANN, G.; LEITE, Y. L. R.; MITTERMEIER, R. A.; RYLANDS, A. B.; PATTON, J. L. Lista anotada dos mamíferos do Brasil. Occasional Papers in Conservation Biology. N. 4. Belo Horizonte: Conservation International; Fundação Biodiversistas, 1996, 38 p.

FOSSUM, T.W. Cirurgia de pequenos animais. 5.ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2021.

GAMBARYAN, P.P.; ZHEREBTSOVA, O.V.; PERPELOVA, A.A.; PLATONOV, V.V. Pes muscles and their action in giant anteater *Myrmecophaga tridactyla* (Myrmecophagidae, Pilosa) compared with other plantigrade mammals. Russian Journal of Theriology, v.8, n.1, p.1-15, 2009.

GARDNER, A. L. Order Pilosa. In: GARDNER, A. L. (Ed.). Mammals of South America: Marsupials, Xenarthrans, Shrews, and Bats. 1. ed. Chicago and London: The University of Chicago Press, 2007. p. 157-177.

GARTNER, L. P.; HIATT, J. L. **Histologia essencial**. Rio de Janeiro: Elsevier, 2011, p. 72.

GONÇALVES, T. C.; SOUSA, D. F.; PINTO, M. P. E.; RODRIGUES, R. A. R.; GIESE, E. G.; BRANCO, É.; LIMA, A. R. D. Morphology of the male reproductive tract of *Eira barbara*. **Anatomia, Histologia, Embryologia**, v. 51, p. 390–399, 2022.

IGLESIAS LP, FAVARON PO, BORGHESI J, OLIVEIRA CARREIRA AC, MIGLINO MA AND DE MELO APF. 2017. Trend Toward Individualization of the Endocrine and Exocrine Portions of the Giant Anteater Pancreas (*Myrmecophaga Tridactyla*, Xenarthra). *Anat Rec (Hoboken)* 300(6): 1104-1113.

INTERNATIONAL COMMITTEE ON VETERINARY GROSS ANATOMICAL NOMENCLATURE. Nomina anatômica veterinária. 5.ed. Knoxville: World Association on Veterinary Anatomist, 2017.

INTERNATIONAL COMMITTEE ON VETERINARY HISTOLOGICAL NOMENCLATURE. Nomina histológica veterinária. 1.ed. Knoxville: World Association on Veterinary Anatomist, 2017.

JUNQUEIRA, L. C.; CARNEIRO, J. **Histologia básica**. 13ª edição. Rio de Janeiro - RJ: Guanabara Koogan, 2017.

LEAL, L. M. **Morfologia e estereologia do peritônio de paca conservado em solução supersaturada de açúcar a 300% ou glicerina a 98% implantados na parede abdominal de ratos.** Dissertação (Mestrado em cirurgia Veterinária) – Universidade Estadual Paulista Campus Jaboticabal, p. 83, 2013.

LOWE, J.E.; LOOMIS, W.K.: Abomasopexy for repair of left abomasal displacement in dairy cattle. *J. Am. Veto Med. Assoc.*, 147: 389, 1965.

MACEDO, B.C.; LIMA, A.R.; PEREIRA, L.C.; BRANCO, E.R. Descrição morfológica dos ramos colaterais da aorta abdominal do tamanduá-mirim (*Tamandua tetradactyla*). *Biotemas*, v. 26, n.1, p.173-180, 2013.

MEIRELES, W. A.; SILVA, L. C. S.; PALERMO, D. N.; SILVA, R. A.; RICI, R. E. G.; NETO, A. C. A. Comparações Histológicas e Ultra-estruturais do Peritônio de Saguis e Peixes. **Rev. Biol. Neotrop.** v. 9, n 1, p. 4-9. 2012.

MIRANDA F, FALLABRINO A, ARTEAGA M, TIRIRA DG, MERITT DA, SUPERINA M. *Tamandua tetradactyla*. The IUCN Red List of Threatened Species 2014. Disponível em: <http://www.iucnredlist.org/details/21350/0>, acesso em: 25 de fevereiro de 2022.

MIRANDA F. Manutenção de tamanduás em cativeiro. São Carlos, Brasil: Editora Cubo, 2012.

NGWENYAMA, T.R.; SELTON, R.K. Peritonitis. In: ETTINGER, S.J.; FELDMAN, E. C.; COTE, E. **Veterinary Internal Medicine.** 8ed. Elsevier: Missouri, 2017. p. 3924-3948.

NOWAK, R. M. 1999. Walker's Mammals of the World. Vol.1. 6. ed. Baltimore and London: The Johns Hopkins University Press, p. 836.

OLIVEIRA, D. A.; ALMEIDA, K. B.; OLIVEIRA, V. A. **Peritonite em equinos.** Enciclopédia Biosfera, Centro Científico Conhecer - Goiânia, vol.6, n.9, 2010, p. 1.

ORTUNHO, V.V.; SOUZA, L.O.; SANTOS, L.; ANTONIETTI, N. Tratamento de fratura da tíbia e fíbula de Fêmea tamanduá-mirim (*Tamandua tetradactyla*). Relato de caso. *Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal*, v.8, n.3, p. 130-137, 2014.

PAPPARELLA, A.; NINO, F.; COPPOLA, S.; NOVIELLO, C.; PACIELLO, O.; PAPPARELLA, S. **Peritoneal Morphological Changes due to Pneumoperitoneum: The Effect of Intra-abdominal Pressure**. Eur J Pediatr Surg 2014. 24:322–327.

PINHEIRO, G.S.; BRANCO, E.; PEREIRA, L.C.; LIMA, A.R. Morfologia, topografia e irrigação do coração do *Tamandua tetradactyla*. Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia, v.66, n.4, p.1105-1111, 2014.

RAGNI, R.A. Peritonitis Part2 – Treatment. **Small Animal Surgery**. Reino Unido, v.15, n.1, p.1-8, jan 2010.

RODARTE RRP. 2010. *Tamandua tetradactyla*-tamanduámirim. Bicho da Vez, Museu de Zoologia João Moojen.

SAHLIN, S; AHLBERG, J; GRANSTRÖN, L; LJUNGSTRÖN, K.G. Monofilament versus multifilament absorbable sutures for abdominal closure. Br. J. Surg. 1993; 80: 322-24.

SAITO, C. T. M. H.; BERNABÉ, P. F. E.; OKAMOTO, R.; OKAMOTO, T. Reação do tecido conjuntivo subcutâneo de ratos aos fios de sutura poliglecaprone 25 (monocryl) e poliglactina 910 (vicryl). Salusvita, Bauru, v. 26, n. 2, p. 27-38, 2006.

SAMUELSON, D.A. **Tratado de Histologia Veterinária**. Rio de Janeiro, Elsevier, 2007.

SCHAUFFERT, M. D.; SIMOES, M. J.; NOVO, N. F.; GOMES, P. O.; ORTIZ, V. Estudo da ação dos fios de catgut cromado e de poliglecaprone 25, na ileocistoplastia em ratos, destacando-se a formação de cálculos. Acta Cirúrgica Brasileira, São Paulo, v. 15, n. 1, p. 23-26, 2000.

SLATTER, D. **Textbook of small animal surgery** 3.ed. Philadelphia: Saunders, 2003. V.2, 2713p.

SMEAK, D.D. Management and prevention of surgical complications associated with small animal abdominal herniorraphy. Problems in Veterinary Medicine, v. 1, 2002.

SMITH, P. Southern Tamandua: *Tamandua tetradactyla* (Linnaeus, 1758). FAUNA Paraguay Handbook of the Mammals of Paraguay, v.3, p.1-15, 2007.

SOLASS, W.; STRULLER, F.; HORVATH, P.; KÖNIGSRAINER, A.; SIPOS, B.; WEINREICH, F.J. **Morphology of the peritoneal cavity and pathophysiological consequences.** Pleura Peritoneum. 2016. 1(4):193-201.

SUPERINA, M. Um passeio pela biologia dos tamanduás. In: Manutenção de tamanduás em cativeiro. 1a ed. São Carlos: Cubo, 2012. p.26-37.

SUPERINA, M.; AGUIAR, J. M. A reference list of common names for the edentates. Edentata, Mendoza, v. 7, p. 33-44, 2006.

SUPERINA, M.; PLESE, T.; MORAES-BARROS, M. & ABBA, A.M. 2010. The 2010 Slot Red List Assessment. Edentata, 11(2): 115-134.

TAVARES, S. V. & J. G. KOENEMANN. 2008. Ocorrência de *Tamandua tetradactyla* (Lin-naeus, 1758) (Xenarthra, Myrmecophagi-dae) no município de Itaquí, fronteira oeste do Rio Grande do Sul, Brasil. Biodiversidade Pampeana. 6: 30-33.

TOLOSA, E.M.C. et al. (2. Ed.). **Manual de técnicas para histologia normal e patológica.** São Paulo: Manole, 2003. p. 341.

URBANI, B.; BOSQUE, C. Feeding ecology and postural behaviour of the three-toed sloth (*Bradypus variegatus laccidus*) in northern Venezuela. **Mammalian Biology**, Jena, v. 72, n. 6, p. 321-329, 2007.

VILANI, R. G. D. C. Anestesia injetável e inalatória. Cap 97. In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. Tratado de animais selvagens – medicina veterinária. 2ed. São Paulo: Roca, 2014.

WADSTRÖM, J; GERDIN, B. Closure of the abdominal wall. Acta Chir Scand. 1990; 156: 75-82.

WALLACE, D.; HERNANDEZ, W.; SCHLAERTH, J.B.; NALICK, R.N.; MORROW, C.P. - Prevention of abdominal wound disruption utilizing the Smead-Jones closure technique. *Obstet. Gynecol.*, 56:226-30, 1980.

WETZEL, R. M. 1982. Systematics, distribution, ecology and conservation of South American Edentates. In: MARES, M. A.; GENOWAY, H. H. (Eds.). Mammalian Biology in South America. Pittsburgg: The University of Pitts-burgh, p. 345-375.

8. ANEXO – ARTIGO SUBMETIDO

Artigo submetido ao periódico “Anatomia, Histologia, Embryologia” (Qualis B1).

A comparative morphology of the peritonium of *Tamandua tetradactyla* and *Bradypus variegatus* and its implications for surgical approaches

Thamara Cozzi Gonçalves⁽¹⁾; Rogério Antônio Ribeiro Rodrigues⁽¹⁾; Júlia Vaz Feio⁽²⁾;
Elane Guerreiro Giese⁽³⁾; Érika Branco⁽³⁾; Ana Rita de Lima⁽³⁾

⁽¹⁾ Program of Animal Health and Production in the Amazon of the University Federal Rural da Amazônia. Avenida Perimetral, Belém, Brazil

⁽²⁾ Veterinary physicians graduated from the University Federal Rural da Amazônia (UFRA), Belém, Brazil

⁽³⁾ Institute of Animal Health and Production and from Program of Animal Health and Production in the Amazon of the University Federal Rural da Amazônia. Avenida Perimetral, Belém, Brazil

ABSTRACT

Abdominal surgeries encompass an approach to the peritoneum, which exerts functions such as providing protection from external impacts, tissue resistance, and the production of intracavitary fluids. The characterization of the peritoneum of anteater and sloth, in its macro- and microscopic aspects, will support surgical approaches in these species. Four adult specimens of *Tamandua tetradactyla* and three adult specimens of *Bradypus variegatus* were used, and the following types of suture patterns were performed: simple separate, separate

Sultan (stitch in “X”) and continuous Reverdin. Membrane fragments were harvested for histological evaluation. Peritoneal macroscopy of the two species revealed different degrees of thickness, presence, and connection with the omentum. Thus, suture patterns were chosen considering the anatomical variation of the species. Microscopic results were similar, being composed of both a mesothelial layer of sidewalk cells and unshaped dense connective tissue, and revealed little variation between the species.

Keywords: Anatomy; anteater; histology; sloth; Xenarthra.

INTRODUCTION

The peritoneum is a double-layered serous membrane present in the abdominal cavity that has a connection with the muscles (parietal leaflet) as well as with the omentum and internal organs (visceral leaflet) and performing functions such as protection from external impacts, tissue resistance, and the production of intracavitary fluids (Dyce *et al.*, 2019).

Clinically, the peritoneal membrane is likely to be affected by various types of inflammatory processes, with septic peritonitis being the most commonly encountered and with a reserved prognosis in most cases. This inflammation may originate from trauma, diseases of organs in the abdominal cavity, or complications from surgical procedures performed in the region (Oliveira *et al.*, 2010; D'ávila, 2012).

The urbanization process brings wildlife closer to coexistence with humans, making these specimens potential victims of trauma caused by trampling, falls, accidents at the time of capture, and electric shocks, requiring emergency care and sometimes surgical interventions (Cruvinel *et al.*, 2019). In this context, anteaters and sloths are examples of wild animals that can be used as experimental models owing to the ease with which they are found on roadsides (Rodarte, 2010; Iglesias *et al.*, 2017).

Surgical interventions in wild animals have become an ever-increasing reality in veterinary medicine, and when performed more specifically with access to the abdominal cavity, the approach to the peritoneum is always included (Ortunho *et al.*, 2014). In wild mammals, as can be seen in the case of anteaters and sloths, the most commonly performed surgeries involving abdominal access are interventions in the reproductive tract (cesarean section and castration) and exploratory laparotomies (Bernadino, 2014).

Descriptions of surgical approaches in wild animals are limited due to the wide diversity and specificity of these animals, so most procedures are applied based on the techniques already described in the literature regarding domestic animals. Understanding the anatomy of

these specimens helps in the elucidation of more effective forms of surgical approaches, recognizing their particularities, and providing a higher quality of life in postoperative recovery (Vilani, 2014).

In view of these points, we aimed to compare, describe, and characterize the peritoneum of *Tamandua tetradactyla* and *Bradypus variegatus*, analyzing its macro- and microscopic aspects and using this information as a subsidy for surgical approaches in Xenarthras.

MATERIAL AND METHODS

We used four adult specimens of *Tamandua tetradactyla*, three males and one female, from the Bauxita Mine area Paragominas - PA, under SISBIO registration No. 23401-5, sent after death that occurred by trampling and subsequently frozen; and three adult specimens of *Bradypus variegatus*, two males and one female, from the Rodrigues Alves Forest, under register number 23401-7, sent after natural death and subsequently frozen, to the Laboratory of Animal Morphological Research (LaPMA) of the Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA).

The animals were thawed under running water for approximately three hours and dissected through an incision in the abdominal cavity, folding the skin and muscles until the peritoneum was exposed. Suture patterns of the following types were then performed: simple separate, separate Sultan (stitch in “X”), and continuous Reverdin, with non-absorbable mononylon synthetic thread number 0 to certify their occlusion.

Two square centimeter (2 cm²) trapezoid-shaped fragments of abdominal tissue, including the peritoneum, were collected from the medial region starting from the linea alba (smaller side) to the lateral region (larger side) for histological evaluation at the Laboratory of Animal Histology and Embryology (LHEA) of UFRA.

The specimens were preserved using a 10% aqueous formaldehyde solution by intramuscular, subcutaneous, and intracavitary perfusion for conservation purposes and then were kept submerged in tanks containing the same solution.

Abdominal tissue fragments with peritoneum were processed at the LHEA of UFRA using the routine histological protocol, dehydrated in an increasing series of alcohols (70%–90%), diaphanized in xylene, and embedded in paraffin. Tissue sections were 5 to 6 µm thick, obtained with a Zeiss microtome Hyrax 25 model, and stained with Hematoxylin and Eosin (HE) and Gomori's Trichrome (Tolosa *et al.*, 2003; Gonçalves *et al.*, 2022). The material was

analyzed and photographed using a Leica DM 2500 photomicroscope with digital image capture (Las Core).

All nomenclature adopted was based on the Veterinary Anatomical Nomenclature (International Committee on Veterinary Gross Anatomical Nomenclature, 2017).

RESULTS

Macroscopy of the abdominal muscles and peritoneum of *Tamandua tetradactyla*

The parietal peritoneum of *Tamandua tetradactyla* was visualized after incision of the muscles present in the abdominal wall in the linea alba region. The aponeurosis of the rectus abdominis muscle was detached medially and could be easily identified owing to its substantial size. It was possible to laterally identify the external oblique muscle. Furthermore, the peritoneal tissue was thick, pinkish, and distributed throughout the abdominal cavity (from the xiphoid cartilage to the inguinal region) (Figure 1A).

The greater omentum was visualized after incision of the parietal peritoneum and was in contact with the visceral peritoneum, covering almost all organs of the abdominal cavity (Figure 1B).

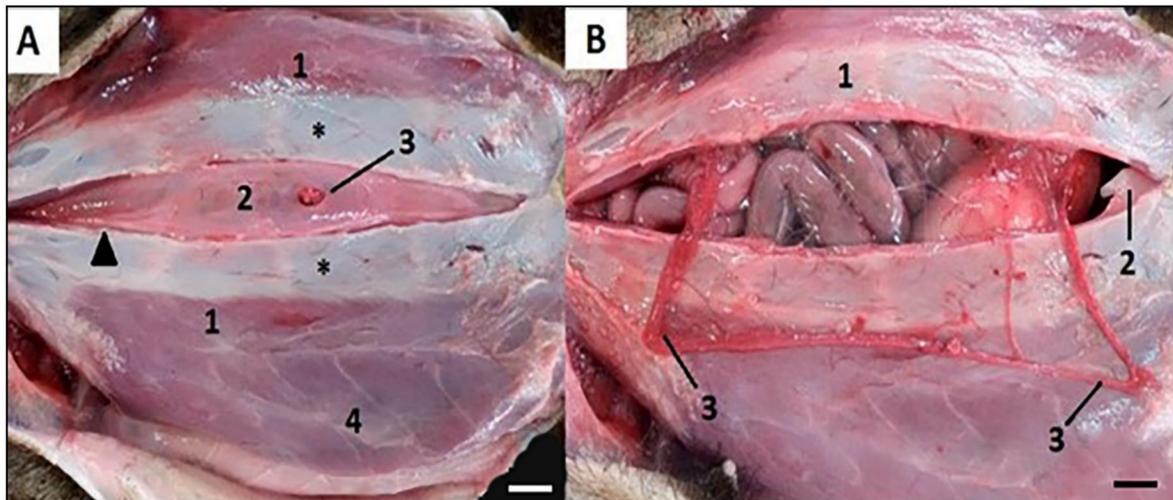


Figure 1: Photomacrographs of the ventral abdomen of a *Tamandua tetradactyla* specimen. A - Left and right rectus abdominal muscles (1). Parietal peritoneum (2). Greater omentum (3). Left external oblique muscle (4). Aponeurosis of the left and right rectus abdominal muscle (*). Linea alba region (▲). Scale bar: 1 cm. B - Right rectus abdominal muscle (aponeurosis) (1). Parietal peritoneum (2). Greater omentum covering a large part of the organs of the abdominal cavity (3). Scale bar: 1 cm.

Owing to the great thickness of the peritoneum of the *Tamandua tetradactyla*, a block suture was chosen in which the peritoneum was occluded individually. Three types of suture patterns with unabsorbable mononylon 0 synthetic thread were applied for the peritoneal suture: simple separate, separate Sultan (“X” stitch), and continuous Reverdin. All three patterns were able to generate tissue raffia (Figures 2A, 2B, and 2C).

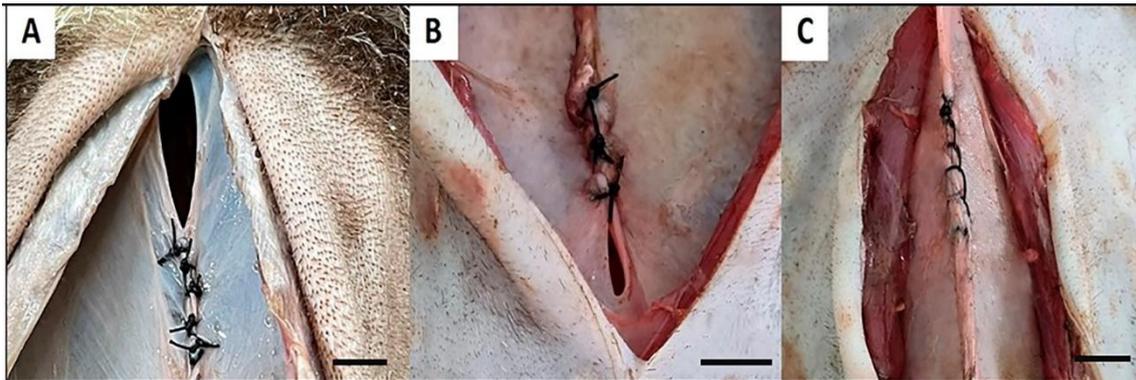


Figure 2: Photomicrographs of the ventral abdomen of a specimen of *Tamandua tetradactyla*. A - Peritoneal block suture in the simple separate pattern. Scale bar: 1 cm. B - Peritoneal block suture in separate Sultan pattern. Scale bar: 2 cm. C - Suture in peritoneal block in continuous Reverdin pattern. Scale bar: 1 cm.

Microscopy of the abdominal muscles and peritoneum of *Tamandua tetradactyla*

Microscopy of the peritoneum of *Tamandua tetradactyla* revealed that this organ was adhered to the rectus abdominal muscle (Figure 3A) and was described as a serous membrane composed of a mesothelial layer of sidewalk epithelial cells and unshaped dense connective tissue (Figures 3B, 3C, 3D, and 3E).

Multiple adipocytes intermingled with the unshaped dense connective tissue of the peritoneum were identified (Figures 3B, 3C, and 3E). This connective tissue was invaginatedly distributed in the subsequent layer of striated skeletal muscle, forming furrows of different depths in its structure (Figures 3B, 3C, and 3F).

Below the muscle layer, we identified the presence of blocks of more robust collagen fibers surrounded by modeled dense connective tissue (Figure 3B). Furthermore, there was a large amount of loose connective tissue between the striated skeletal fibers of the rectus abdominal muscle in which it was possible to identify a venous blood vessel, demonstrating vascularization in this area (Figure 3C).

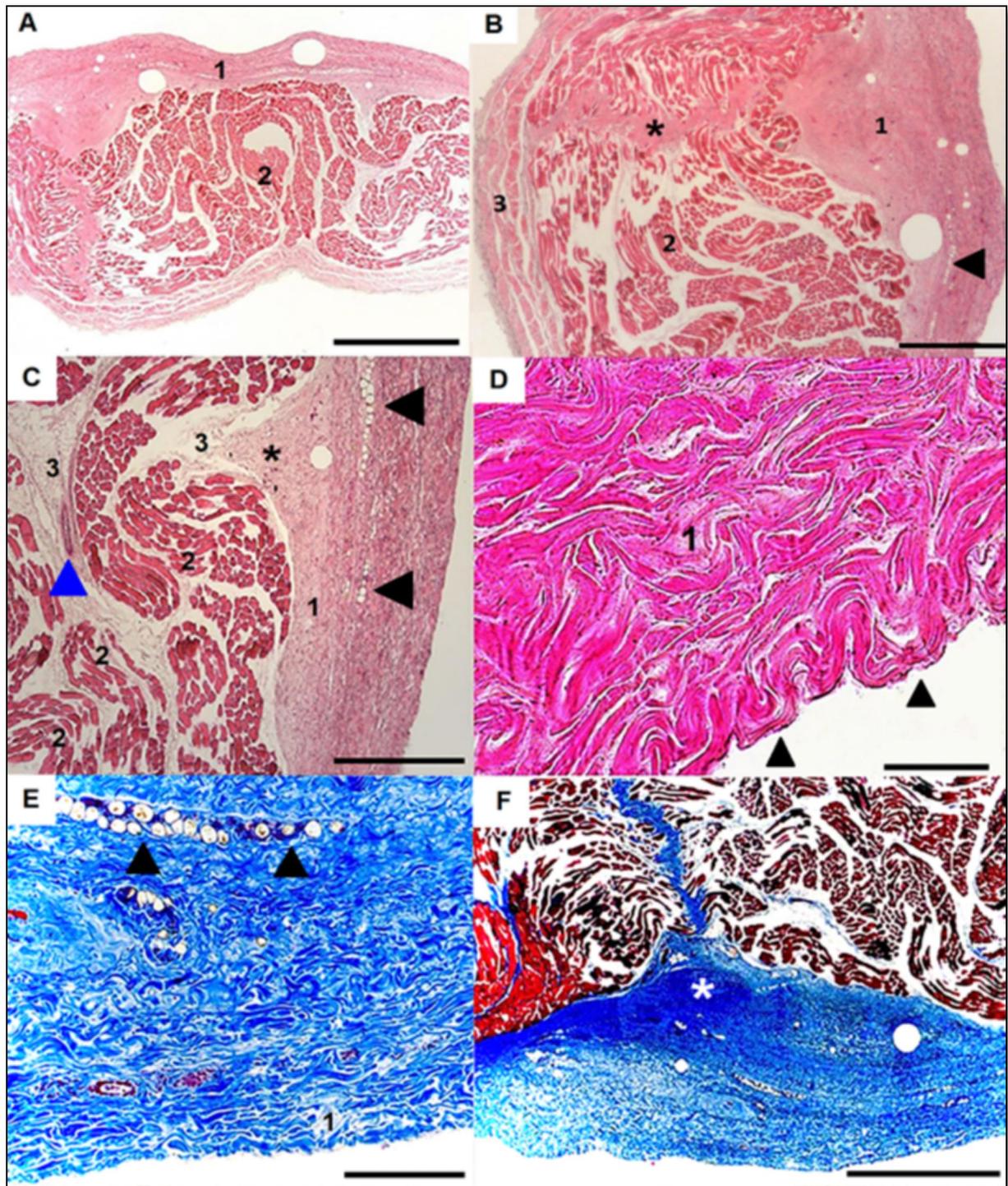


Figure 3: Photomicrographs of a cross section of an abdominal muscle segment from a *Tamandua tetradactyla* specimen. A - Peritoneum adhered to the muscle tissue layer (1). Straight abdominal muscle with skeletal muscle fibers (2). Scale bar: 2 mm. Staining: Hematoxylin-Eosin. B - Unshaped dense connective tissue (1). Skeletal striated muscle fibers of the rectus abdominis muscle (2). Blocks of robust collagen fibers (3). Deep invagination of unmodeled dense connective tissue of the peritoneum in the musculature (*). Adipocytes (▲). Scale bar: 1 mm. Staining: Hematoxylin-Eosin. C - Non-modeled dense connective tissue (1). Striated skeletal muscle fibers of the rectus abdominal muscle (2). Loose connective tissue proper (3). Blood vessel (vein) (arrowhead in blue). Superficial invagination of unshaped dense connective tissue of the peritoneum into the musculature (*). Adipocytes (▲). Scale bar:

1 mm. Staining: Hematoxylin-Eosin. D - Peritoneum of *Tamandua tetradactyla*. Mesothelial layer with sidewalk epithelial cells (▲). Dense connective tissue not modeled (1). Scale bar: 50 µm. Staining: Hematoxylin-Eosin. E - Unmodeled dense connective tissue (1). Adipocytes (▲). Scale bar: 200 µm. Staining: Gomori's Trichrome. F - Peritoneum of *Tamandua tetradactyla*. Deep invagination of unshaped dense connective tissue of the peritoneum into the musculature (*). Scale bar: 1 mm. Staining: Gomori's Trichrome.

Macroscopy of the abdominal muscles and peritoneum of *Bradypus variegatus*

The parietal peritoneum of *Bradypus variegatus* was visualized after an incision of the muscles present in the abdominal wall in the region of the linea alba and was characterized as a thin pinkish film distributed along the abdominal cavity (from the xiphoid cartilage to the inguinal region). The rectus abdominal muscle was present in the medial abdominal region, presenting a discrete aponeurosis (Figure 4A).

After incision of the parietal peritoneum, it was impossible to identify the omentum (major and minor) in this species, so there was direct exposure of the organs of the abdominal cavity, highlighting the stomach, which was large (Figure 4A).

Due to the thinness of the *Bradypus variegatus* peritoneum, we opted for a mass suture, in which the peritoneum was occluded next to the rectus abdominis muscle. Three types of sutures were applied with unabsorbable mononylon 0 synthetic thread in the peritoneum-aponeurotic-muscular plane: simple separate, Sultan (stitch in "X") separate, and continuous Reverdin. These three patterns provided tissue raffia (Figures 4B, 4C, and 4D).

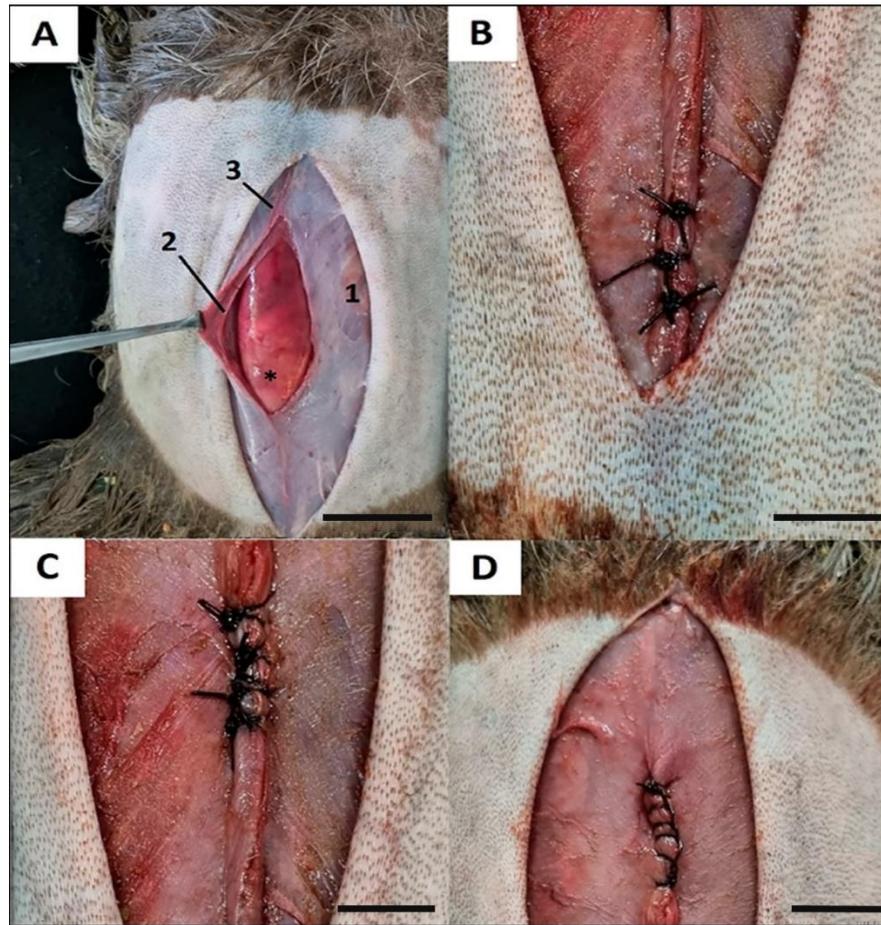


Figure 4: Photomicrographs of the ventral abdomen of a specimen of *Bradypus variegatus*. A - Rectus abdominis muscle (1). Parietal peritoneum (2). Linea alba (3). Region of internal abdominal organs - stomach (*). Scale bar: 3 cm. B - Mass suture of muscle and peritoneum in a simple separate pattern. Scale bar: 1 cm. C - Mass suture of muscle and peritoneum in the separate Sultan (“X”) pattern. Scale bar: 1 cm. D - Mass suture of muscle and peritoneum in the continuous Reverdin pattern. Scale bar: 2 cm.

Microscopy of the abdominal muscles and peritoneum of *Bradypus variegatus*

Microscopy of the peritoneum of *Bradypus variegatus* demonstrated that this organ adhered to the rectus abdominal muscle. Below the muscle layer, a layer composed of robust collagen fiber sheets was identified (Figures 5A and 5E). The peritoneum proper was characterized as a serous membrane composed of a mesothelial layer of sidewalk epithelial cells and unshaped dense connective tissue, that could invaginate the muscles (Figures 5A, 5B, and 5F).

Furthermore, the rectus abdominal muscle layer was identified as composed of striated skeletal muscle fibers interspersed with a small amount of loose connective tissue (Figures 5C and 5F). Also noteworthy was the presence of a band of unshaped dense connective tissue that

departed from the peritoneum and invaginated the muscle layer to divide the fibers parallel along its length (Figures 5D and 5E).

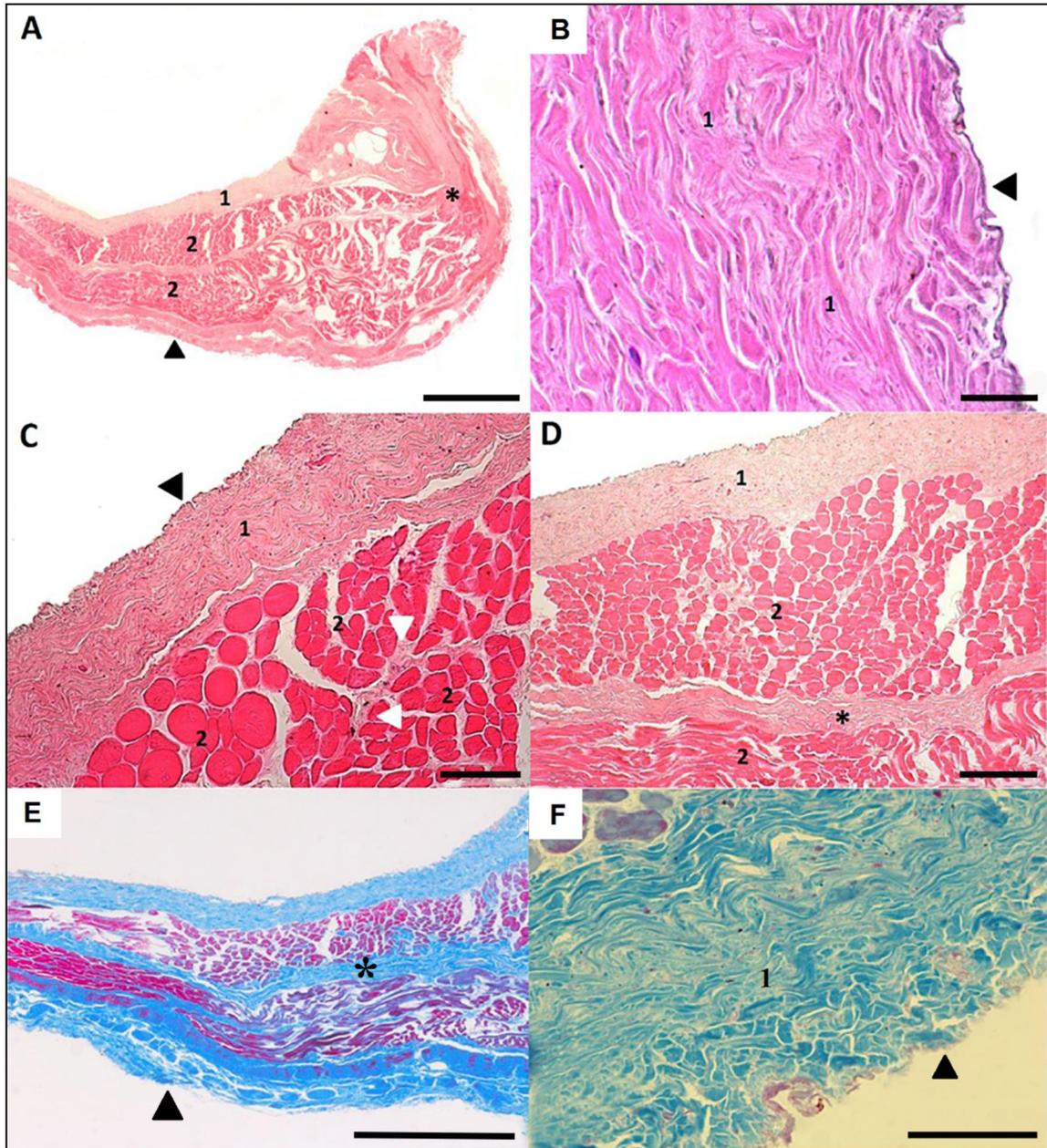


Figure 5: Photomicrographs of a cross section of abdominal muscle segment from a *Bradypus variegatus* specimen. A - Peritoneum adhered to the muscle tissue layer (1). Straight abdominal muscle with striated skeletal muscle fibers (2). Blocks of robust collagenous fibers (▲). Peritoneum invaginating the muscles (*). Scale bar: 1 mm. Staining: Hematoxylin-Eosin. B - Peritoneum of *Bradypus variegatus*. Mesothelial layer with sidewalk epithelial cells (▲). Dense connective tissue not modeled (1). Scale bar: 20 μ m. Staining: Hematoxylin-Eosin. C - Unmodeled dense connective tissue (1). Striated skeletal muscle fibers of the rectus abdominis muscle (2). Mesothelial layer with sidewalk epithelial cells (▲). Scale bar: 1 mm. Staining: Hematoxylin-Eosin. D - Unmodeled dense connective tissue (1). Striated skeletal muscle fibers of the rectus abdominis muscle (2). Mesothelial layer with sidewalk epithelial cells (▲). Scale bar: 1 mm. Staining: Hematoxylin-Eosin. E - Unmodeled dense connective tissue (1). Striated skeletal muscle fibers of the rectus abdominis muscle (2). Mesothelial layer with sidewalk epithelial cells (▲). Scale bar: 1 mm. Staining: Hematoxylin-Eosin. F - Unmodeled dense connective tissue (1). Striated skeletal muscle fibers of the rectus abdominis muscle (2). Mesothelial layer with sidewalk epithelial cells (▲). Scale bar: 1 mm. Staining: Hematoxylin-Eosin.

Loose connective tissue proper (blank arrowheads). Scale bar: 100 μm . Staining: Hematoxylin-Eosin. D - Unmodeled dense connective tissue (1). Striated skeletal muscle fibers of the rectus abdominis muscle (2). Deep invagination of unmodeled dense connective tissue of the peritoneum in the musculature (*). Scale bar: 200 μm . Staining: Hematoxylin-Eosin. E - Deep invagination of unshaped dense connective tissue of the peritoneum in the musculature (*). Blocks of robust collagen fibers (\blacktriangle). Scale bar: 500 μm . Staining: Gomori's Trichrome. F - Peritoneum of *Bradypus variegatus*. Mesothelial layer with sidewalk epithelial cells (\blacktriangle). Dense connective tissue not modeled (1). Scale bar: 50 μm . Staining: Gomori's Trichrome.

DISCUSSION

Macroscopic analysis of the peritons of *Tamandua tetradactyla* and *Bradypus variegatus* revealed that they were present after complete incision of the rectus abdominal muscles, being dispersed throughout the abdominal extension and divided into two leaflets (parietal and visceral). This same pattern was reported in studies by Camargo et al. (2012) in *Cuniculus paca*, Papparella et al. (2014) in rats, and Solass et al. (2016) in humans.

According to the literature, there is still no standardization for occlusion of the abdominal cavity and the obligation of the peritoneal suture, but these procedures can be performed en bloc or en masse (peritoneum close to the muscle-aponeurotic plane) (Wallace et al., 1980; Ellis & Heddle, 1997; Borud, 2007). For *Tamandua tetradactyla*, block suture was used, while for *Bradypus variegatus*, mass suture was used, taking into consideration the size of the thickness of their respective peritons and the absence of the omentum (major and minor) in the sloth.

The absence of the omentum (major and minor) identified in *Bradypus variegatus* makes its abdominal cavity less protected than that of *Tamandua tetradactyla*, since this structure is characterized by being a wide lamina of the peritoneum, highly vascularized, and covering the organs of the abdominal cavity to connect and protect them (Budras, 2007; Dyce et al., 2019).

Continuous or separate sutures can be applied equally during abdominal synthesis. The continuous suture applied in this study (Reverdin) has the advantage of quick execution, reduction in the cost of materials, and better division of tensions in the tissue, since it does not require the application of several successive stitches. In contrast, the separate sutures that were applied (simple separate and Sultan - "X" stitch) tend to provide greater security in the approximation of the edges of the surgical wound since the stitches are performed independently (Fossum, 2021).

Successful healing of these muscles and peritoneum depends on the quality of the suture material used and the correct approximation of the edges of the surgical wound from the choice of the best suture pattern capable of withstanding the tension forces acting on the tissue incision line (Ragni, 2010). The three suture patterns applied in this study, being en bloc or en masse, were able to occlude the abdominal cavity of *Tamandua tetradactyla* and *Bradypus variegatus*.

The non-absorbable synthetic nylon thread used in this study was selected for its easy access and low price in experimental models. However, the most appropriate threads for performing these abdominal muscle and peritoneal sprains would be the monofilamented absorbable synthetic type owing to its low tissue reaction and shorter healing time (Wadström & Gerdin, 1990; Sahlin *et al.*, 1993).

Other factors are directly related to the healing success of interventions in the abdominal cavity such as postoperative care with dressings, restriction of movement, and the use of protective equipment (Elizabethan collars and surgical clothes) (Smeak, 2002). Regarding abdominal surgeries in wild animals, the greatest difficulty in suture dehiscence is related to the particularities of each species. In the cases of anteaters and sloths, arboreal habits influence a greater tensile force in the abdominal region in addition to the difficulty of performing daily restraints and dressings (Bernadino, 2014; Vilani, 2014).

Microscopic analysis of the peritoneum of *Tamandua tetradactyla* and *Bradypus variegatus* showed that the organs have histological components in common but present different morphological organizations. The peritoneum of *Bradypus variegatus* showed a robust layer of collagen fibers below the muscle layer, while *Tamandua tetradactyla* showed unshaped dense connective tissue collagen fibers organized in blocks.

Camargo (2009), when performing histological analysis of the peritoneum of paca (*Agouti paca*), found the presence of non-modeled dense connective tissue and connective tissue cells in addition to blood vessels and unilocular adipocytes, outcomes similar to those found by Meireles *et al.* (2012) when studying the histology of the peritoneum of *Callithrix penicillata* and those found by Leal (2013), who used wistar rats (*Rattus norvegicus*) as an experimental model in his study. The findings of these authors are in accordance with the literature (Banks, 1992; Samuelson, 2007; Junqueira & Carneiro, 2017) however, they diverge from those observed in the present study.

Considering that this type of connective tissue is important for conferring elasticity to the structure and, at the same time, resistance to tension (Gartner & Hiatt, 2011), its existence in the tissue constitution of the peritoneum of the anteater and sloth may suggest that this

membrane has greater malleability in the face of a traumatic episode, making its rupture more serious.

Another morphological divergence evidenced in the present study was that the peritoneum of *Tamandua tetradactyla* presented deep invagination of dense connective tissue occurring perpendicularly in relation to the underlying musculature, while in *Bradypus variegatus* the invagination of dense connective tissue observed occurred parallel to the abdominal musculature, giving the impression of separation into alternate layers of connective tissue and muscle tissue. In this sense, there are morphological differences between what was observed in *Tamandua tetradactyla* compared to *Bradypus variegatus* and among the species presented by Camargo (2009), Meireles *et al.* (2012) and Leal (2013).

The mesothelium observed in the peritoneum of both species presented in this study showed a simple paved epithelial tissue lining supported by dense connective tissue that was not modeled. The results are similar to those obtained by Camargo (2009) and Meireles *et al.* (2012). Camargo (2009) added the fact that the mesothelium of paca exhibited little cellularity as well as what was observed in the mesothelium of *Tamandua tetradactyla* and *Bradypus variegatus*.

Regarding the striated skeletal muscle tissue observed in *Tamandua tetradactyla* and *Bradypus variegatus*, typical morphology was observed showing cross sections and peripheral nuclei and in longitudinal sections displaying the usual striations of abdominal muscle tissue. In addition, it was possible to visualize loose connective tissue between muscle fibers, which is in accordance with the literature (Banks, 1992; Samuelson, 2007; Junqueira & Carneiro, 2017) as well as with what was observed by Leal (2013), since they evidenced the presence of connective tissue involving the entire set of muscle fibers and infiltrating the striated skeletal muscle tissue of *Rattus norvegicus*. However, researches by Camargo (2009) and Meireles *et al.* (2012) did not show striated skeletal muscle tissue in paca or *Callithrix penicillata*.

CONCLUSION

The morphologies of the peritoneum of *Tamandua tetradactyla* and *Bradypus variegatus* had similarities in relation to the topography of this membrane and the constitution of the leaflets. Macroscopically, the thickness of the peritoneum of the anteater was noticeably more robust than that of the sloth, but further studies are necessary to measure the elasticity of this membrane.

Furthermore, the absence of the omentum (major and minor) in *Bradypus variegatus* was an unusual finding when compared to other Xenarthras, which may suggest that the abdominal cavity of these animals is more susceptible to trauma, since this lamina has protective and immunological functions.

Microscopically, the peritons of *Tamandua tetradactyla* and *Bradypus variegatus* showed similarities, differing only in the presence of invaginations of unshaped dense connective tissue more superficially in the anteater and deeper in the sloth.

The applied suture patterns were able to generate complete occlusion of the abdominal cavity, but their application needs to be further developed through “*in vivo*” experimental models to test the strength and healing time of the splints.

ACKNOWLEDGMENT

This work was supported by the "Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior" (21/2018 Procad Amazônia).

CONFLICT OF INTEREST

There is no conflict of interest between the authors.

REFERENCES

- BANKS, W. J. Organização dos órgãos. In: BANKS, W. J. (Ed.). **Histologia veterinária aplicada**. 2. ed. São Paulo: Manole, 1992.
- BERNARDINO, R. I. Fundamentos da cirurgia em animais selvagens. Cap 107. In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. Tratado de animais selvagens – medicina veterinária. 2ed. São Paulo: Roca, 2014.
- BORUD LJ, GRUNWALDT L, JANZ B, MUN E, SLAVIN SA. Components separation combined with abdominal wall plication for repair of large abdominal wall hernias following bariatric surgery. *Plast Reconstr Surg*. 2007; 119(6):1792-8
- BUDRAS, K.-D. (Ed.). (2007). *Anatomy of the dog* (5th edition). Hannover: Schlüter.
- CAMARGO, A. D. **Propriedades Morfológicas e Tensiométricas do Peritônio de Paca (*Agouti paca*, linnaeus 1766) a Fresco, e Conservados em Glicerina**. Tese (Doutorado em cirurgia veterinária) – Universidade Estadual Paulista Campus Jaboticabal, p. 62, 2009.
- CAMARGO, A. D.; LEAL, L. M.; GARCIA FILHO, S. P.; MARTINS, L. L.; REIS, A. C. G.; MACHADO, M. R. F. Propriedade morfológicas do peritônio de paca (*Cuniculus paca*, L. 1766) a fresco e conservados em glicerina 98%. **Biotemas**, 25 (4), 185-192, dezembro de 2012.

CRUVINEL, A.C.M.; ROSA, M.C.B.; GUIMARÃES, B.L.L.; SILVA, C.F.A.; SILVA, P.H.S.; LEÃO, C.L.B.; PEIXOTO, J.V.; RESENDE JR., J.C.; LACRETA JR., A.C.C.; PASSAMANI, M.; BARRETO VIANNA, A.R.C.; LIMA, E.M.M.; GUIMARÃES, G.C. The lesser anteater (*Tamandua tetradactyla*) is not tetradactyla, but pentadactyla. *Anatomia Histologia Embryologia*, p.1-8, 2019.

D'ÁVILA, G. F. L. **Peritonite em cães**. 2012, 48 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Medicina Veterinária) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2012.

DYCE, K. M.; SACK, W. O.; WENSING, C. J. G. *Tratado de Anatomia Veterinária*. 5ª ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2019.

ELLIS H, HEDDLE R. Does the peritoneum need to be closed at laparotomy? *Br J Surg*. 1977; 64(10):733-6.

FOSSUM, T.W. *Cirurgia de pequenos animais*. 5.ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2021.

GARTNER, L. P.; HIATT, J. L. **Histologia essencial**. Rio de Janeiro: Elsevier, 2011, p. 72.

GONÇALVES, T. C.; SOUSA, D. F.; PINTO, M. P. E.; RODRIGUES, R. A. R.; GIESE, E. G.; BRANCO, É.; LIMA, A. R. D. Morphology of the male reproductive tract of *Eira barbara*. *Anatomia, Histologia, Embryologia*, v. 51, p. 390–399, 2022.

IGLESIAS LP, FAVARON PO, BORGHESI J, OLIVEIRA CARREIRA AC, MIGLINO MA AND DE MELO APF. 2017. Trend Toward Individualization of the Endocrine and Exocrine Portions of the Giant Anteater Pancreas (*Myrmecophaga Tridactyla*, Xenarthra). *Anat Rec (Hoboken)* 300(6): 1104-1113.

INTERNATIONAL COMMITTEE ON VETERINARY GROSS ANATOMICAL NOMENCLATURE. *Nomina anatômica veterinária*. 5.ed. Knoxville: World Association on Veterinary Anatomist, 2017.

JUNQUEIRA, L. C.; CARNEIRO, J. **Histologia básica**. 13ª edição. Rio de Janeiro - RJ: Guanabara Koogan, 2017.

LEAL, L. M. **Morfologia e estereologia do peritônio de paca conservado em solução supersaturada de açúcar a 300% ou glicerina a 98% implantados na parede abdominal de ratos**. Dissertação (Mestrado em cirurgia Veterinária) – Universidade Estadual Paulista Campus Jaboticabal, p. 83, 2013.

MEIRELES, W. A.; SILVA, L. C. S.; PALERMO, D. N.; SILVA, R. A.; RICI, R. E. G.; NETO, A. C. A. Comparações Histológicas e Ultra-estruturais do Peritônio de Saguís e Peixes. **Rev. Biol. Neotrop.** v. 9, n 1, p. 4-9. 2012.

OLIVEIRA, D. A.; ALMEIDA, K. B.; OLIVEIRA, V. A. **Peritonite em equinos**. Enciclopédia Biosfera, Centro Científico Conhecer - Goiânia, vol.6, n.9, 2010, p. 1.

ORTUNHO, V.V.; SOUZA, L.O.; SANTOS, L.; ANTONIETTI, N. Tratamento de fratura da tíbia e fíbula de Fêmea tamanduá-mirim (*Tamandua tetradactyla*). Relato de caso. *Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal*, v.8, n.3, p. 130-137, 2014.

PAPPARELLA, A.; NINO, F.; COPPOLA, S.; NOVIELLO, C.; PACIELLO, O.; PAPPARELLA, S. **Peritoneal Morphological Changes due to Pneumoperitoneum: The Effect of Intra-abdominal Pressure.** Eur J Pediatr Surg 2014. 24:322–327.

RAGNI, R.A. Peritonitis Part2 – Treatment. **Small Animal Surgery.** Reino Unido, v.15, n.1, p.1-8, jan 2010.

RODARTE RRP. 2010. *Tamandua tetradactyla*-tamanduámirim. Bicho da Vez, Museu de Zoologia João Moojen.

SAHLIN, S; AHLBERG, J; GRANSTRÖN, L; LJUNGSTRÖN, K.G. Monofilament versus multifilament absorbable sutures for abdominal closure. Br. J. Surg. 1993; 80: 322-24.

SAMUELSON, D.A. **Tratado de Histologia Veterinária.** Rio de Janeiro, Elsevier, 2007.

SMEAK, D.D. Management and prevention of surgical complications associated with small animal abdominal herniorraphy. Problems in Veterinary Medicine, v. 1, 2002.

SOLASS, W.; STRULLER, F.; HORVATH, P.; KÖNIGSRAINER, A.; SIPOS, B.; WEINREICH, F.J. **Morphology of the peritoneal cavity and pathophysiological consequences.** Pleura Peritoneum. 2016. 1(4):193-201.

TOLOSA, E.M.C. et al. (2. Ed.). **Manual de técnicas para histologia normal e patológica.** São Paulo: Manole, 2003. p. 341.

VILANI, R. G. D. C. Anestesia injetável e inalatória. Cap 97. In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. Tratado de animais selvagens – medicina veterinária. 2ed. São Paulo: Roca, 2014.

WADSTRÖM, J; GERDIN, B. Closure of the abdominal wall. Acta Chir Scand. 1990; 156: 75-82.

WALLACE, D.; HERNANDEZ, W.; SCHLAERTH, J.B.; NALICK, R.N.; MORROW, C.P. - Prevention of abdominal wound disruption utilizing the Smead-Jones closure technique. *Obstet. Gynecol.*, 56:226-30, 1980.