

## Utilização de curativo a vácuo de baixo custo para cicatrização de fratura de casco com ruptura de cavidade celomática em um *Chelonia carbonaria*

Use of Cost-effective Vacuum-assisted Closure Technique for Shell Fracture Repair and Coelomic Cavity Rupture Healing in a *Chelonia carbonaria*

Louyssa Helene Monteiro<sup>1</sup>, Sandy Kelly Souza Marques da Silva<sup>1</sup>, Marina Sette Camara Benarrós<sup>2</sup>, Cinthia Távora de Albuquerque Lopes<sup>3</sup> & Sheyla Farhayldes Souza Domingues<sup>3</sup>

### ABSTRACT

**Background:** The vacuum-assisted closure (VAC) therapy system has been used as a noninvasive wound management technique for shell damage in Chelonians. These animals are excellent candidates for VAC therapy because of their unique shell anatomy consists of dermal bones, which make bandage placement easier. Beyond that, they are suited for this technique behaviorally, because they are not inclined to remove the vacuum system intentionally. Considering the possibility of Testudines shell repair with the use of less invasive techniques, that result no additional dermal bone lesions, the objective of the present study is to describe the adaptation of a vacuum dressing protocol using low-cost and easily accessible materials for post-traumatic shell healing of a specimen of *Chelonoidis carbonaria*.

**Case:** A specimen of tortoise (*Chelonoidis carbonaria*), a male, weighing 630 g, approximately 3-year-old, was received at the Veterinary Hospital - Wild Animals Sector in the Federal University of Pará (UFPA) after of being run over by a vehicle. On physical examination, fractures of the dermal plaques and underlying bone structures were found, with rupture of the coelomic cavity. In addition, there was exposure and incarceration of an intestinal loop, with the presence of bleeding. According to the findings of the physical screening examination, the patient's prognosis was defined as good, as described in the literature that specifically focused on chelonian shell injuries. The animal was sent to the diagnostic imaging sector. Then, drug therapy was provided for pain control, vitamins were administered for nutritional support, and antibiotics and anti-inflammatory drugs were instituted. For the closure of the shell and coelomic cavity, a bandage was used with the VAC therapy system adapted as described for Chelonians in previous reports. After a complete osteosynthesis and closure of the coelomic cavity, repair of the integumentary component of the shell was possible. For this procedure, the animal did not need to be anesthetized. The patient was physically restrained by being placed in suspension on a support with a diameter smaller than the plastron. Complete asepsis of the shell was necessary. On top of the lesion, a polypropylene mesh and color less dental resin were applied. The animal continued to be evaluated after the repair to check for potential complications. This procedure ensured that the repaired plates remained stable. Furthermore, the animal did not seem to have any discomfort with the resin when moving, so the animal was discharged after 25 days of hospitalization.

**Discussion:** Radiography was important to determine the condition of the animal and clinical prognosis, and thus, to perform the proper treatment. The VAC therapy system was successful in assisting the patient's recovery. It enabled the reduction of the healing time since shell injuries usually require four to eighteen months to heal. In this report, the healing process only required 17 days, demonstrating that the VAC therapy system is a beneficial treatment to treat traumatic injuries in Testudines. The restoration protocol of the integumentary component using dental resin is less invasive, and this type of material has been used previously by other authors. Drug treatment with aminoglycosides and sulphonamides administered prophylactically has proven to be effective and has been used successfully in reptiles. These drugs may be combined with maintenance fluid therapy to prevent adverse reactions from aminoglycosides, such as nephrotoxicity. It was concluded that the use of the VAC therapy system reduced the time of post-traumatic healing of the carapace and proved to be an innovative approach to treat traumatic injuries in Testudines in a less invasive way.

**Keywords:** *Chelonoidis carbonaria*, run over, vacuum-assisted therapy, shell repair, dental resin.

**Descritores:** *Chelonoidis carbonaria*, atropelamento, curativo a vácuo, reparação de casco, resina dentária.

DOI: 10.22456/1679-9216.104476

Received: 12 September 2020

Accepted: 15 January 2021

Published: 29 March 2021

<sup>1</sup>Programa de Pós-Graduação em Saúde Animal na Amazônia (PPGSAAM), Instituto de Medicina Veterinária (IMV) & <sup>2</sup>Hospital Veterinário Setor de Animais Silvestres (HVSAS), Universidade Federal do Pará (UFPA), Castanhal, PA, Brazil. <sup>3</sup>Programa de Pós-Graduação em Sanidade Animal e Saúde Pública nos Trópicos (PPGSaspt), Universidade Federal do Tocantins (UFT), Araguaína, TO, Brazil. CORRESPONDENCE: L.H. Monteiro [heleneLouyssa@gmail.com]. PPGSAAM - UFPA. Campus Castanhal. Br 316, Km 61. CEP 68740-970 Castanhal, PA, Brazil.

## INTRODUÇÃO

O sistema de terapia de cicatrização assistido por vácuo (VAC) tem sido usado recentemente, na medicina de quelônios como uma técnica não-invasiva no tratamento de feridas associadas a fraturas de casco [1,4,5,7,10].

Essa abordagem consiste na aplicação de esponja sobre a ferida (VAC GranuFoam Standard, Silver or WhiteFoam), coberta com uma bandagem adesiva transparente (VAC sterile adhesive drape) e um tubo (Purpose-made pad and tubing) (VAC TRAC pad) que é acoplado a esse sistema e conectado à uma bomba de sucção (VAC Freedom Therapy unit). Nesse modelo de curativo não há o emprego de parafusos, placas e fios de cerclagem nos ossos dérmicos, nem necessita de anestesia geral no animal, assim como não produz novas lesões, mas que requer equipamentos de alto custo [5,10].

Esses animais são excelentes candidatos à terapia de fechamento assistida a vácuo por causa de sua anatomia única do casco composta por ossos dérmicos, o que facilita a colocação do curativo. Além disso, eles são adequados para esta técnica comportamentalmente, porque não estão inclinados a remover intencionalmente o sistema de vácuo [3,6,15].

Ressalta-se que a possibilidade de reparo de casco com o emprego de técnicas que não cursam com lesões adicionais em ossos dérmicos é de grande importância para esses animais. Portanto, o objetivo do presente relato é descrever a adaptação do protocolo de curativo a vácuo [4,5,10], utilizando materiais de fácil acesso e baixo custo para a cicatrização pós-traumática da carapaça de um espécime de jabuti-piranga (*Chelonoidis carbonaria*).

## CASO

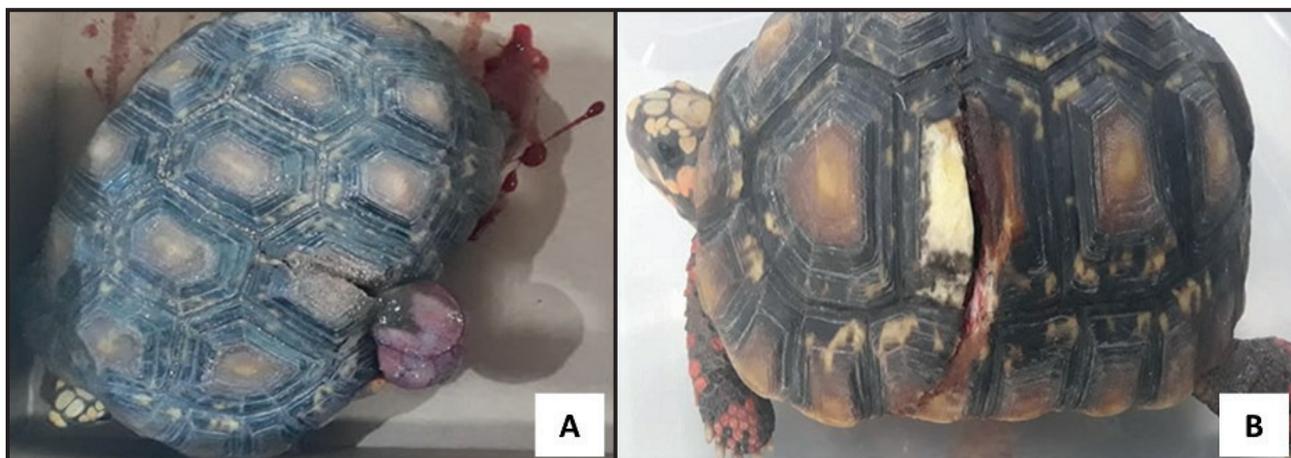
Um espécime de jabuti-piranga (*Chelonoidis carbonaria*), macho, pesando 630 g, com idade aproximada de 3 anos, foi atendido no Hospital Veterinário, Setor de Animais Silvestres da Universidade Federal do Pará (HVSAS-UFPa). Na anamnese, o portador relatou que acidentalmente o atropelou com carro automotor.

Para estabelecimento do prognóstico e terapêutica foi empregada a escala de prognóstico de fraturas de cascos de testudines [4], cujos escores são: 1) Excelente: fratura única estável ou que não acomete a coluna. 2) Bom: presença de fraturas únicas ou múltiplas, instáveis e exteriorizadas. As fraturas

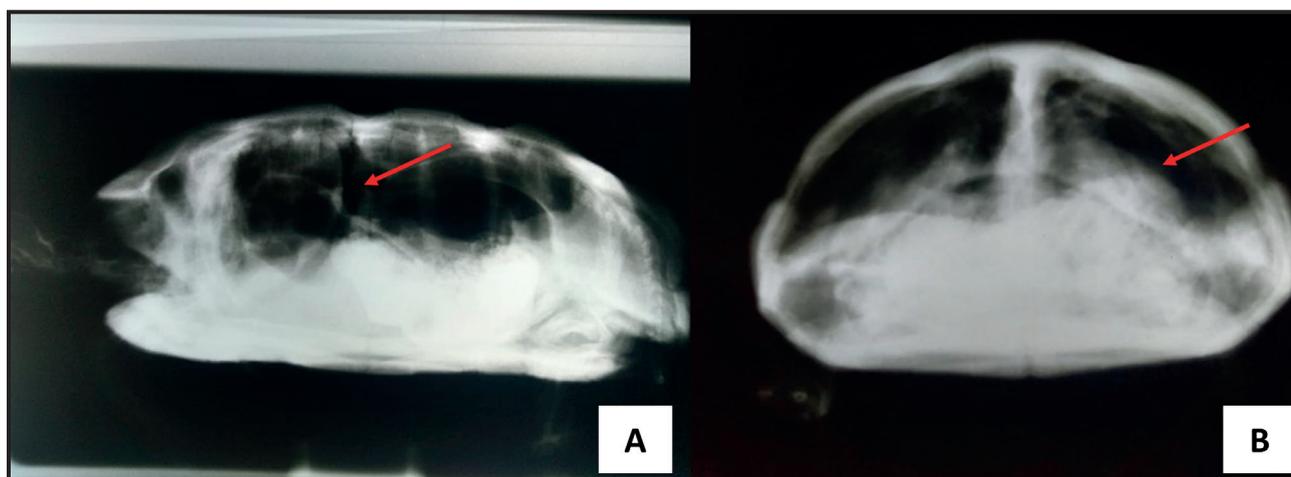
exteriorizadas apresentam exposição óssea, visualização do celoma ou perda de fragmentos das placas ou das estruturas ósseas. 3) Regular: há perda de vários fragmentos de grande tamanho e, principalmente quando há penetração do celoma. 4) Reservado: há perdas de membros, acometimento de área pélvica, múltiplas fraturas extensas envolvendo estruturas torácicas e pélvicas, perfuração celomática e evisceração intestinal. 5) Grave: presença de múltiplas fraturas cominutivas, ausência de mais de 30% do casco, sem possibilidade de reparação, injúrias internas, envolvimento de vértebras e coluna vertebral com perda de função motora. Desse modo, uma vez estabelecido o prognóstico, cuidados de suporte puderam ser instituídos, tais como analgesia, antibioticoterapia, anti-inflamatórios e fluidoterapia.

Na inspeção geral, observou-se que o animal apresentava sinais de dor, visto que se encontrava com a cabeça e membros recolhidos para carapaça e não se movimentava, constatou-se também fratura de placas dérmicas e estruturas ósseas subjacentes, com ruptura da cavidade celomática, além de exposição e encarceramento de uma alça intestinal, com presença de hemorragia devido à porção do intestino exposta ter sido perfurada durante o acidente (Figura 1A). Já no exame físico, foi possível distinguir que a fratura das placas dérmicas ocorreu desde a quinta inframarginal ascendendo até a segunda costal esquerda, e fratura das estruturas ósseas desde a ponte axilar esquerda ascendendo até a segunda pleural esquerda [3], e ainda ruptura da cavidade celomática, mesmo apresentando evisceração intestinal e ruptura do celoma, a fratura de placas e estruturas ósseas eram únicas e estáveis, considerando assim, um prognóstico bom para o animal.

Foi então realizada intervenção de emergência, inicialmente pela administração de sulfato de morfina [Dimorf<sup>®</sup> - 1 mg/kg/IM]. Procedeu-se em seguida a desinfecção do local da lesão e das vísceras expostas com clorexidina não alcoólica 0,05% (Riohex<sup>®</sup>)<sup>2</sup> e solução fisiológica estéril (Sorimax<sup>®</sup>)<sup>3</sup>. Em seguida, conduziu-se a anastomose seromuscular extramucosa, com pontos isolados simples, com os nós voltados para parte externa da luz intestinal e realizando somente justaposição das camadas, com fio de polipropileno 2.0 (Shalon<sup>®</sup>)<sup>4</sup>. Para finalizar o procedimento cirúrgico, a alça intestinal exposta foi reposicionada na cavidade celomática, através da fissura pós-traumática existente, resultando na estabilização do animal (Figura 1B).



**Figura 1.** Paciente após ser admitido no hospital veterinário. A- Evisceração e encarceramento intestinal. B- Aspecto após a intervenção de emergência. Visualiza-se fratura única e estável das placas e estruturas ósseas.



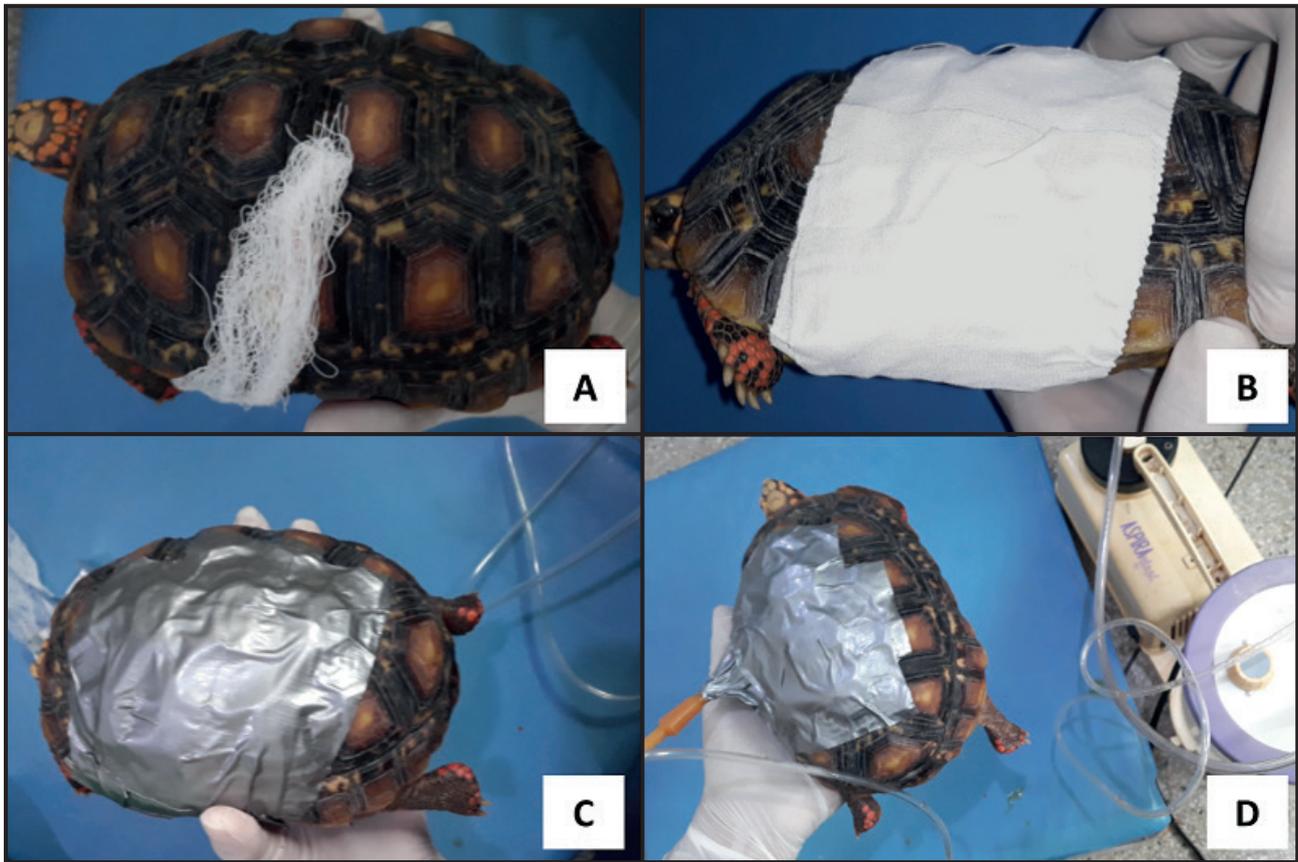
**Figura 2.** A- Radiografia posição latero lateral esquerda, evidenciando fratura em estrutura óssea (seta vermelha). B- Radiografia craniocaudal, com visualização de lobos esquerdos com opacificação em falvéolos ventrais (seta vermelha).

Realizou-se lavagem intracelomática, utilizando clorexidina 0,05%, com o animal posicionado de forma que o lavado drenasse pela abertura da lesão, garantindo que o conteúdo seria levado para fora da cavidade, impedindo que sujidades, materiais estranhos ou fragmentos ósseos se mantivessem dentro do celoma. Por fim, realizou-se a lavagem com NaCl a 0,9% estéril (Farmace<sup>®</sup>)<sup>5</sup>, o que proporcionou limpeza e desinfecção, pois possibilitou que sujidades e fragmentos ósseos fossem retirados de dentro do celoma.

O animal foi encaminhado para o setor de diagnóstico por imagem, para realização de radiografia (Orion X-House<sup>®</sup>, 500mA)<sup>6</sup>, nas projeções ventro dorsal e dorso ventral (exposição : 033 tempo/39 KV), latero lateral direita e esquerda (exposição : 033 tempo/45 KV) e craniocaudal (exposição : 05 tempo/50 KV) para avaliação de possíveis lesões ou fraturas em estruturas internas. No laudo radiológico,

posição latero lateral esquerda (Figura 2A) confirmou-se a descontinuidade em porção pleural e marginal da carapaça, em antímeros esquerdos. Na posição craniocaudal (Figura 2B) observou-se assimetria de campos pulmonares, com visualização de lobos esquerdos com opacificação em falvéolos ventrais, sugerindo diminuição da área respiratória. Os demais, cabeça; membros torácicos e pélvicos, estômago e cólon sem alterações radiográficas.

Para o fechamento do casco e cavidade celomática, o curativo empregado foi a vácuo, e consistiu da colocação de esponjas (Plastgran<sup>®</sup>)<sup>7</sup> e gazes estéreis (Andreoni<sup>®</sup>)<sup>8</sup> sobre a lesão (Figura 3A), cobertura com esparadrapo (Adpele<sup>®</sup>)<sup>9</sup> de forma hermética (Figura 3B) e aplicação de fita tipo silver tape como última camada (Adere<sup>®</sup>)<sup>10</sup> [Figura 3C]. Para a obtenção do vácuo, foi feita pequena abertura no curativo e acoplada mangueira de sucção conectada a um aspirador



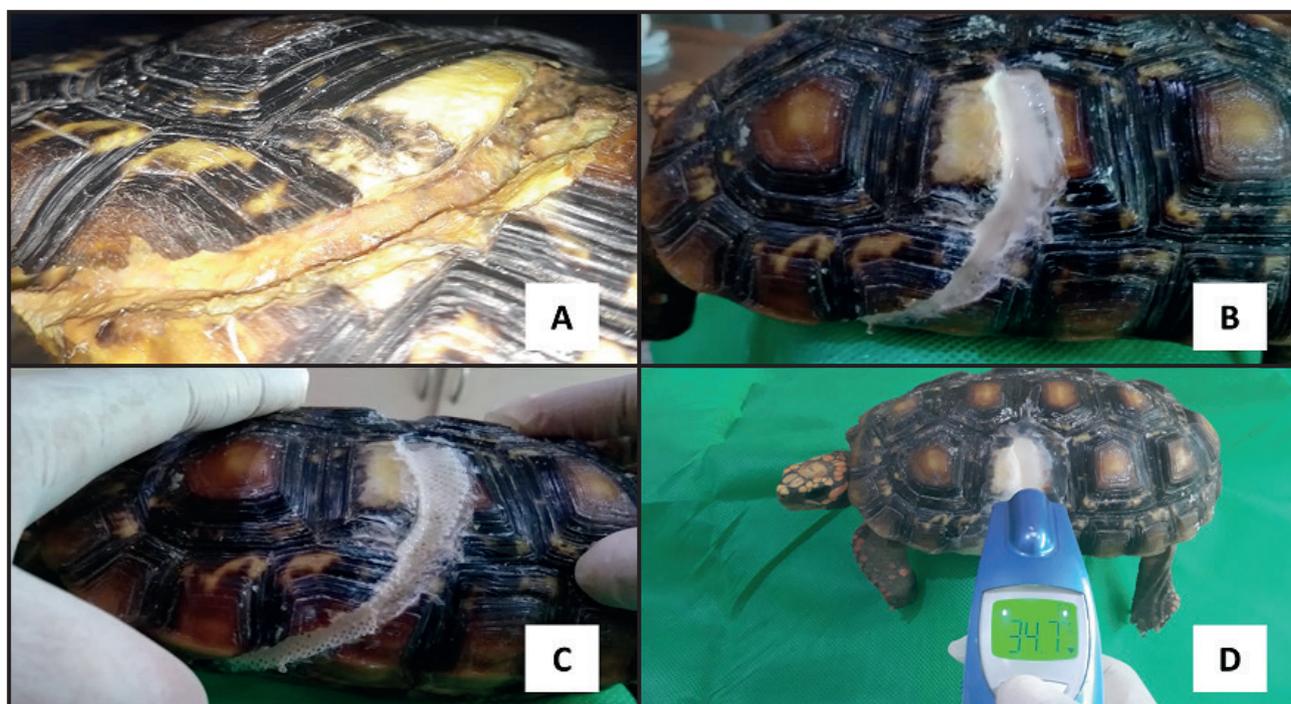
**Figura 3.** Processo de realização do curativo a vácuo. A- Colocação das gazes sobre a esponja. B- Cobertura com esparadrapo de forma hermética. C- Utilização da fita silver tape. D- Equipo de fluidoterapia acoplado ao curativo e ao aspirador de secreção.

de secreção (AspiraMax<sup>®</sup>)<sup>11</sup> [Figura 3D]. A troca do curativo foi realizada diariamente pela manhã e a drenagem, em 2 períodos, inicialmente por 5 h contínuas pelo período matutino e, após intervalo de 2 h, mais 5 h de sucção pela tarde. À noite o animal permanecia com o curativo, mas sem o sistema de drenagem. No primeiro dia de curativo a vácuo, foi possível drenar cerca de 50 mL de conteúdo em apenas 2 h. Observou-se que o líquido drenado apresentava coloração sanguinolenta, no entanto a partir do segundo dia já apresentava aspecto mais límpido e transparente, e o conteúdo drenado já não ultrapassava volume superior a 1 mL.

Constatou-se o fechamento da cavidade celomática e osteossíntese com 17 dias de curativo a vácuo, sendo confirmada através de exame radiográfico, na qual demonstrou sinais de consolidação de fratura em carapaça.

Como terapêutica medicamentosa foi instituído como antibiótico a sulfato de gentamicina [Gentatec<sup>®</sup><sup>12</sup> - 6 mg/kg/IM, com 10 aplicações, sendo realizadas a cada 72 h] e sulfametaxazol trimetopim [Trissulfim<sup>®</sup><sup>13</sup> - 30 mg/kg/IM, com 10 aplicações, nos 3 primeiros dias

a cada 24 h e as demais com intervalo de 48 h] aliado à fluidoterapia [10 mL de ringer simples/kg/SC/SID]. Também foram administrados o anti-inflamatório meloxicam 0,2% [Maxicam<sup>®</sup><sup>13</sup> - 0,2 mg/kg/SID/IM, por 5 dias], e o analgésico cloridrato de tramadol [Teuto<sup>®</sup><sup>14</sup> - 10 mg/kg/IM, com 6 aplicações, em intervalos de 48 h]. Como suporte nutricional foram realizados 4 aplicações de vitamina A [Monovim A<sup>®</sup><sup>15</sup> - 5.000 UI/IM, com intervalo de 7 dias], vitaminas do complexo B [Hyplex B<sup>®</sup><sup>16</sup> - 5 mg/kg/SID/IM], vitamina B12 [0,05 mg/kg/SID] e vitamina C [Farmace<sup>®</sup><sup>5</sup> - 16 mg/kg/SID/IM, por 10 dias cada] e cloridrato de metoclopramida [Nosopri<sup>®</sup><sup>17</sup> - 5 mg/kg/SID/IM, durante 7 dias]. Realizou-se também nebulização ultrassônica com sulfato de gentamicina [50 mg/kg com 10 mL de solução fisiológica/BID, pelo período de 17 dias] [2]. A terapêutica medicamentosa mostrou-se eficaz e evitou intercorrência de infecção bacteriana. A nebulização foi fundamental para suporte e recuperação respiratória, visto que o animal apresentava diminuição de área pulmonar. O paciente se alimentou, urinou e defecou diariamente, mesmo com a utilização do curativo a vácuo, demonstrando que o procedimento de drenagem



**Figura 4.** Processo de reparo do casco. A- Completa cicatrização da cavidade celomática antes lesionada. B- Colocação das pomadas entre as extremidades do componente tegumentar. C- Utilização de malha de polipropileno para evitar contato da resina diretamente com o tecido. D- Monitoramento da temperatura da resina dentária para evitar superaquecimento da mesma.

não afetou seu bem-estar, mantendo assim suas funções fisiológicas estáveis. Também andava normalmente, não apresentando sinais de dor [8]. O animal foi mantido em recinto padronizado para espécie com cama de grama, ambiente com temperatura entre 27°C a 32°C, com dieta estabelecida segundo taxa metabólica e necessidade energética da espécie.

Com o animal estabilizado, infecção controlada, osteossíntese completada e a cavidade celomática fechada (Figura 4A), possibilitou-se a reparação do componente tegumentar do casco. Para este procedimento, o animal não precisou ser anestesiado. O paciente foi posicionado em suspensão sobre um suporte de diâmetro menor que o plastrão, de modo a contê-lo fisicamente durante o procedimento. Por conta da exposição óssea, fez-se necessário uma completa assepsia do casco, antes do reparo. Primeiramente, a área foi lavada com clorexidine 0,05%<sup>2</sup>, seguido de solução salina estéril de NaCl (0,9%). Os debris foram removidos manualmente e entre as extremidades se utilizou pomada Hipoglós<sup>®18</sup> e Vetaglós<sup>®19</sup> em uma mistura de 1:1 (Figura 4B). Em cima da ferida aplicou-se tela de polipropileno [IntraCorp<sup>®20</sup>] (Figura 4C) e resina dentária incolor. Este procedimento foi adaptado [9]. Para verificação e controle da temperatura da resina durante o processo de enrijecimento, utilizou-se um

termômetro infravermelho (Figura 4D), permitindo o resfriamento do local com aplicação de solução de NaCl (0,9%) para evitar um superaquecimento e consequente queimadura do local.

O animal permaneceu sendo avaliado por uma semana após reparação para verificar possíveis complicações e as placas reparadas se mantiveram estáveis. Ademais, ao movimentar-se o animal não apresentava desconforto com a resina. E assim recebeu alta médica após 25 dias voltando para o tutor com a reparação de resina dentária. Para melhor compreensão dos processos realizados para restauração da saúde do animal a Figura 5 demonstra todo o fluxo das atividades desenvolvidas.

## DISCUSSÃO

A triagem utilizando a escala de prognóstico de fraturas de cascos em quelônios [4,5] foi imprescindível para instruir à equipe veterinária para reunir os materiais adequados e estabelecer quais medidas, assim como à ordem dessas para tratar especificamente as lesões relatadas no caso. Não foi encontrada nenhuma literatura semelhante a esta, ressaltando a importância deste prognóstico na clínica de répteis.

A intervenção de emergência, com a sutura do trato gastrointestinal lesionado e a recolocação da

víscera novamente para a cavidade celomática foram importantes para não haver o encarceramento do órgão, impedindo a isquemia ou até mesmo necrose do mesmo, e possibilitando à estabilização do quadro clínico do animal para receber as demais terapêuticas.

O exame físico detalhado foi imprescindível para avaliar quais as placas dérmicas e estruturas ósseas foram acometidas, visto que nem sempre uma fratura de placa dérmica é coincidente com a as fraturas ósseas subjacentes. Entretanto, para uma maior segurança, a radiografia também se faz necessária para determinar a condição do animal e completar o prognóstico do quadro clínico, uma vez que fraturas em ossos da coluna vertebral e cinturas torácica ou pélvica podem alterar o prognóstico. Adicionalmente, posição craniocaudal possibilitou verificar assimetria de campos pulmonares e, assim orientar o tratamento adequado com nebulização para facilitar a respiração do animal. Na projecção látero lateral esquerda, no campo pulmonar verificou-se consolidação pulmonar parcial de lobos esquerdos e, foi possível verificar que a fratura consistia somente de estruturas ósseas.

Na segunda radiografia, realizada após o tratamento com o curativo a vácuo, constatou-se consolidação pulmonar total de lobos esquerdos e sinais de consolidação de fratura em carapaça, determinando sua cicatrização. Apesar da fibrose pulmonar, o animal pode se adaptar e viver tranquilamente, o que pode ser

justificado pelo metabolismo baixo, conforme descrito para a espécie [9,10].

O tratamento com lavagem e curativo a vácuo, teve grande sucesso na recuperação deste animal, a vantagem desse método se dá pela pressão negativa que promove a remoção de fluidos, bactérias e outros fatores que impossibilitam o desenvolvimento de tecido de granulação, ao mesmo tempo que estimula o fornecimento de sangue para o tecido em progresso [1,4,5,10].

A utilização do curativo a vácuo foi capaz de reduzir o tempo de cicatrização, visto que geralmente lesões nos cascos requerem muito tempo (4 a 18 meses) para cicatrizar. Neste relato a cicatrização completa ocorreu em 17 dias. Portanto, o curativo a vácuo é um tratamento surpreendente e promissor para tratar lesões traumáticas em testudines, reduzindo meses de tratamento e internação [1,5,10].

A drenagem do curativo a vácuo no primeiro dia demonstrou presença de conteúdo com sujidades e sangue dentro da cavidade celomática. O método utilizado conseguiu retirar este exsudato da cavidade celomática, impedindo afogamento do animal, visto que os pulmões são aderidos a carapaça e foram acometidos durante o acidente. Nos dias seguintes, aspecto e quantidade do líquido evidenciou ausência de sangramento ativo, bem como de acúmulo de exsudato que poderia resultar em possíveis infecções. A observação

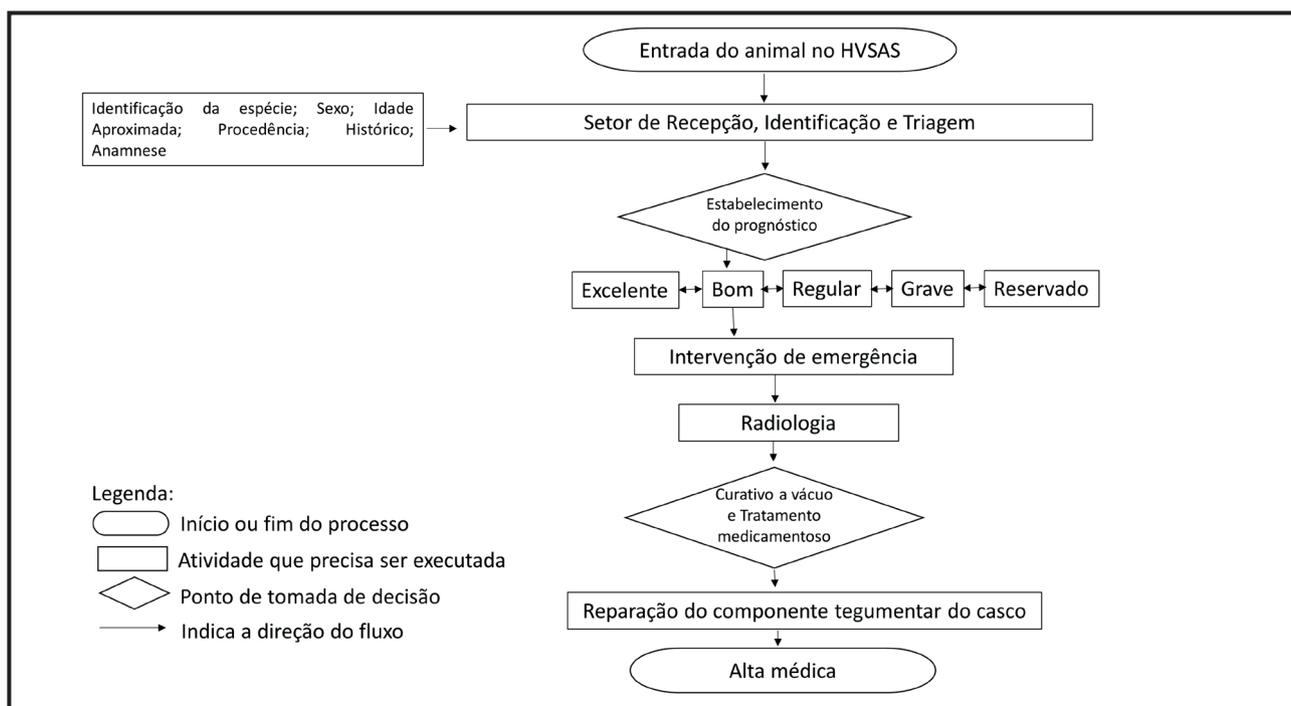


Figura 5. Fluxograma referente às condutas médicas veterinárias realizadas em todo processo de restabelecimento da saúde do animal.

deste parâmetro possibilita ao clínico verificar também a cicatrização da cavidade celomática, quando já não era possível drenar nenhum conteúdo.

Existem várias formas para fixação das fraturas de casco, materiais removíveis tais como parafusos, placas ortopédicas, arames e fios de cerclagem, que podem ser usados separadamente combinados, no entanto a utilização destes requer conhecimento e prática, são procedimentos invasivos e que necessitam anestesiá-lo o animal, além de levar de quatro meses a um ano e meio para completa cicatrização [9,11].

Para a reconstrução do casco do animal do presente trabalho foi escolhido um método menos invasivo que foi a resina dentária, visto que a fratura era aberta, mas não deslocada e sem muita perda de placas e estruturas ósseas. O protocolo de restauração do componente tegumentar utilizando resina dentária [9] já vem sendo utilizado principalmente nestes tipos de lesões sem deslocamento de estruturas ósseas, sendo a ferramenta de preferência para o fechamento [9], visto que esta pode se manter aderida ao casco por meses a anos. Os efeitos deletérios a longo prazo em testudines em crescimento ainda não são associados ao uso deste material [4,10]. Vale ressaltar que em casos de fraturas infectadas o uso desta técnica não é recomendado, pois pode facilitar complicações no processo de cura, visto que podem vedar materiais contaminados, contribuindo para processos infecciosos, podendo evoluir para septicemia [4]. Evitar o contato da resina com os tecidos moles é importante, o que justifica o uso da tela de polipropileno antes da aplicação, para evitar queimaduras e atraso na cicatrização.

O tratamento medicamentoso com a combinação de aminoglicosídeos e sulfonamidas de forma profilática se mostrou eficaz, não havendo infecção local ou sistêmica e tem sido utilizado com sucesso em répteis, aliado a fluidoterapia de manutenção, que evita reações adversas dos aminoglicosídeos, como a nefrotoxicidade além de manter o animal bem hidratado evitando maiores efeitos deletérios nos rins [9,11,12].

Apesar dos sinais clínicos de dor em répteis serem em sua maioria imperceptíveis, porque usualmente esses animais não vocalizam e tem expressões faciais limitadas [8,13,14]; no paciente do presente relato, identificou-se possíveis sinais clínicos de dor por este manter seus membros e cabeça dentro da carapaça, e após a combinação de um anti-inflamatório não esteroideal com um opióide sintético se percebeu

maior conforto no animal e o mesmo passou a se movimentar normalmente. Sendo levado inclusive para banho-de-sol pela manhã em área externa do hospital.

O protocolo medicamentoso de suporte, combinando vitamina A, do complexo B e C, foram essenciais nos primeiros dias de internação do animal em que este não se alimentava, conferindo um suporte nutricional que o possibilitou melhorar o estado clínico durante o tratamento, além de estimular o apetite e alimentação espontânea após 5 dias e assim durante toda sua permanência em internação [2,9].

Concluiu-se que a utilização do curativo a vácuo neste animal do relato reduziu o tempo de cicatrização pós-traumática da carapaça, não havendo à necessidade do emprego de técnicas que podem levar à lesões adicionais da mesma, demonstrando ser um tratamento inovador para tratar fraturas de casco em testudines de forma menos invasiva, sendo possível sua replicação ou adaptação com materiais mais acessíveis, por se tratar de uma técnica simples e de fácil aprendizagem.

#### MANUFACTURERS

<sup>1</sup>Cristália, Produtos Químicos e Farmacêuticos Ltda. Londrina, PR, Brazil.

<sup>2</sup>Rioquímica, Industria Farmacêutica. São José do Rio Preto, SP, Brazil.

<sup>3</sup>Ultrafarma Saúde EIRELI. Divinópolis, MG, Brazil.

<sup>4</sup>Shalon Sutura. São Luís de Montes Belos, GO, Brazil.

<sup>5</sup>Farmace Industria Química-Farmacêutica Cearense Ltda. Barbalha, CE, Brazil.

<sup>6</sup>Industria e Comercio Equipamentos Hospitalares Ltda. São Caetano do Sul, SP, Brazil.

<sup>7</sup>Plastgran Industria e Comércio de Vassouras. Piracicaba, SP, Brazil.

<sup>8</sup>Andreoni Textil. Aparecida de Goiânia, GO, Brazil.

<sup>9</sup>Missner & e Missner Ltda. Blumenau, SC, Brazil.

<sup>10</sup>Adere Fitas adesivas. Sumaré, SP, Brazil.

<sup>11</sup>NS Indústria de Aparelhos Médicos Ltda. São Luís de Montes Belos, GO, Brazil.

<sup>12</sup>Chemitec Agro Veterinária Ltda. Ipiranga, SP, Brazil.

<sup>13</sup>Ourofino Saúde Animal. Cravinhos, SP, Brazil.

<sup>14</sup>Laboratório Teuto Brasileiro S.A. Anápolis, GO, Brazil.

<sup>15</sup>Laboratório Bravet Ltda. Rio de Janeiro, RJ, Brazil.

<sup>16</sup>Hypofarma-Instituto de Hypodermia e Fármacia Ltda. Ribeirão das Neves, MG, Brazil.

<sup>17</sup>Isofarma Industria Farmacêutica Ltda. Eusébio, CE, Brazil.

<sup>18</sup>Laboratório Procter & Gamble do Brasil Ltda. Manaus, AM, Brazil.

<sup>19</sup>Vetnil Ind. e Com. de Produtos Veterinários Ltda. Louveira, SP, Brazil.

<sup>20</sup>Venkuri Indústria de Produtos Médicos Ltda. São Paulo, SP, Brazil.

**Declaration of interest.** The authors report no conflicts of interest. The authors alone are responsible for the content and writing of this paper.

## REFERENCES

- 1 Adkesson M.J., Travis E.K., Weber M.A., Kirby J.P. & Junge R.E. 2007. Vacuum assisted closure for treatment of a deep shell abscess and osteomyelitis in a tortoise. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 231(8): 1249-1254.
- 2 Carpenter J.W. 2013. *Exotic Animal Formulary*. 5th edn. St. Louis: Elsevier, pp.127-246.
- 3 Carvalho R.C., Sousa A.L., Oliveira S.C.R., Pinto A.C.B.C.F., Fontenelle J.H. & Cortopassi S.R.G. 2011. Morphology and topographic anatomy of the spinal cord of the red-footed tortoise (*Geochelone carbonaria* Spix, 1824). *Pesquisa Veterinária Brasileira*. 31: 47-52.
- 4 Fleming G.J. 2008. Clinical Technique: Chelonian Shell Repair. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 17(4): 246-58.
- 5 Fleming G.J. 2014. New Techniques in Chelonian Shell Repair. In: Mader D.R. & Divers S.J. (Eds). *Current Therapy in Reptile Medicine and Surgery*. St. Louis: Saunders Elsevier, pp.205-212
- 6 Gilbert S.F., Loredo G.A., Brukman A. & Burke A.C. 2001. Morphogenesis of the turtle shell: The development of a novel structure in tetrapod evolution. *Evolution and Development*. 3(2): 47-58.
- 7 Lafortune M., Wellehan J.F.X. & Heard D.J. 2005. Vacuum-assisted closure (turtle VAC) in management of traumatic shell defects in chelonians. *Journal of Herpetological Medicine Surgery*. 15(4): 4-8.
- 8 Machin K.L. 2001. Fish, amphibian, and reptile analgesia. *The veterinary clinics of North America. Exotic animal practice*. 4(1): 19-33.
- 9 Mader R. Douglas. 2006. *Reptile Medicine and Surgery*. 2nd edn. St. Louis, Elsevier, pp.428-441
- 10 Maud L.M., Terry M.N. & Mettee N.S. 2014. Vacuum-Assisted Wound Closure in Chelonians. In: Mader D.R. & Divers S.J. (Eds). *Current Therapy in Reptile Medicine and Surgery*. St. Louis: Saunders Elsevier, pp.197-204.
- 11 Montoro M.M. 2018. Restauração de casco em testudíneos. *Revista Científica de Medicina Veterinária*. 15(31): 1- 9.
- 12 Oliveira J.F.P., Cipullo J.P. & Burdman E.A. 2007. Nefrotoxicidade dos aminoglicosídeos. *Revista Brasileira de Cirurgia Cardiovascular*. 21(4): 444-452.
- 13 Perry S.M. & Nevarez J.G. 2018. Pain and Its Control in Reptiles. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. 21(1): 1-16.
- 14 Sladky K.K. & Mans C. 2012. Clinical Analgesia in Reptiles. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 21(2): 158-167.
- 15 Souza A.M., Malvasio A. & Lima L.A.B. 2009. Estudo do esqueleto em *Trachemys dorbignyi* (Duméril & Bibron) (Reptilia, Testudines, Emydidae). *Revista Brasileira de Zoologia*. 17(4): 1041-1063.