

## Scientific Electronic Archives

Issue ID: Sci. Elec. Arch. Vol. 11 (2)

April 2018

Article link

<http://www.seasinop.com.br/revista/index.php?journal=SEA&page=article&op=view&path%5B%5D=493&path%5B%5D=pdf>

Included in DOAJ, AGRIS, Latindex, Journal TOCs, CORE, Discoursio Open Science, Science Gate, GFAR, CIARDRING, Academic Journals Database and NTHRYS Technologies, Portal de Periódicos CAPES.



## Celiotomia exploratória em iguana verde (*Iguana iguana*, Linnaeus 1758) apresentando sinais de obstrução urinária no município de Cuiabá – Mato Grosso, Brasil

### Exploratory celiotomy in green iguana (*Iguana iguana*, Linnaeus 1758) showing signs of urinary obstruction in the city of Cuiabá - Mato Grosso, Brazil

I. N. Angeli, S. F. S. Moraes, E. D. V. Conceição

Universidade Federal de Mato Grosso - Campus Sinop

Author for correspondence: [isis.n.angeli@gmail.com](mailto:isis.n.angeli@gmail.com)

**Resumo.** O presente relato descreve os protocolos terapêuticos e cirúrgicos realizados durante o atendimento clínico de uma iguana verde (*Iguana iguana iguana*, Linnaeus 1758), oriunda de vida livre, apresentando letargia, anorexia e sinais de obstrução urinária. Também foram abordados os aspectos gerais da espécie, bem como principais acometimentos e seus respectivos diagnósticos e tratamentos.

**Palavras chaves:** Répteis. Urolitíase. Cistocentese.

**Abstract.** This case report describes the therapeutic and surgical protocols adopted during the clinical management of a wild green iguana (*Iguana iguana iguana*, Linnaeus 1758) presented for lethargy, anorexy and clinical signs of urinary obstruction. There were also explored general aspects of the species, as well as the main impairments of health and their respective diagnosis and treatment.

**Keywords:** Reptiles. Urolithiasis. Cystocentesis.

#### Introdução

A iguana verde (*Iguana iguana*), ou iguana comum, é um réptil pertencente à Ordem Squamata. O gênero iguana é dividido em duas espécies: *Iguana iguana*, e *I. delicatissima* (Conrad and Norell, 2010; Valette et al., 2013). Populações de *I. iguana* apresentam variações morfológicas que as dividem em duas sub-espécies: *I. i. iguana* e *I. i. rhinolopha*, tendo ocorrência de acordo com a sub-espécie no Norte da América do Sul, e na América Central, respectivamente (Breuil, 2013).

A iguana verde é um lagarto arbóreo, com hábitos diurnos, frequentemente encontrado próximo à água, e dieta herbívora. O consumo de larvas e insetos que ocorrem nas vegetações é provavelmente acidental (Townsend et al., 2016). É um lagarto grande, sendo considerado o maior da família Iguanidae. Iguanas adultas podem atingir em média 1.2 a 1.7 metros de comprimento da cabeça à cauda (Vosjoli et al., 2003), pesando cerca de 4 kg

os machos, enquanto fêmeas adultas tipicamente atingem o peso de 1.2 a 3 kg (Rivas, 2008).

A coloração da iguana comum muda ao longo de sua vida, sendo que neonatos são geralmente de cor verde brilhante, com membros anteriores verde-azulados e pigmentação mais escura abaixo dos olhos.

Ambos os sexos possuem uma evidente placa sub timpânica, e barbela verde. Quando o animal está se aquecendo ao sol, ou interagindo com outros indivíduos da mesma espécie, essa barbela pode se estender. Apresentam escamas vertebrais finas e alongadas que se estendem ao longo do dorso, iniciando-se do pescoço até a porção anterior da cauda. Possuem membros anteriores e posteriores robustos, com cinco dedos em cada pata, e longas garras. A cauda também é bastante grossa e longa, com faixas pretas largas transversalmente. (Oliveira, 2003; Vosjoli, 2003; Breuil, 2013).

São animais ectotérmicos, ou seja, não possuem mecanismos fisiológicos intrínsecos capazes de manter a temperatura corporal constante, portanto a temperatura ambiental influencia diretamente na manutenção da temperatura corporal, e também no processo digestivo. A temperatura ideal para o funcionamento de seu metabolismo é entre 29.5°C à 39°C. Este fato é importante, pois iguanas são comumente criadas em cativeiro, ou como animais de estimação, então devem ter ambiente com uma fonte de calor externa controlada. (Anderson, 1991; Aguilar, 2006; Bauer e Bauer, 2014).



**Figura 1.** Iguana Verde (*Iguana iguana iguana*). Fonte: <http://carlosvarela-agenteambiental.blogspot.com.br/2011/04/camaleao-sinimbu.html>

Na natureza os lagartos se expõem ao sol, o que faz parte de um dos seus muitos mecanismos de termorregulação dinâmica. Essa exposição, além de lhes proporcionar calor, proporciona também as radiações de luz visível e ultravioleta (UV). Essa última tem importância ainda maior em lagartos herbívoros, como as Iguanas, pois transforma o esteroide 7-desidrocolesterol, derivado do colesterol circulante, em vitamina D3 (colecalfiferol), o 1-25 diidroxicolecalciferol, fundamental para o metabolismo do Cálcio (Bauer e Bauer, 2014), sendo então a justificativa da necessidade de uma exposição adequada à luz solar direta ou à luz UV artificial de lâmpadas especiais.

A luz visível atua no relógio biológico desses animais, sendo que os estímulos neurais atuam diretamente na hipófise e indiretamente na glândula pineal, desencadeando cascatas hormonais de acordo com o fotoperíodo circadiano ou sazonal (Bauer e Bauer, 2014).

### **Anatomia e Fisiologia**

Em geral, a anatomia das iguanas é bastante similar à dos mamíferos, apesar de algumas diferenças significativas.

Iguanas não têm diafragma, portanto a respiração acompanha o movimento da musculatura intercostal, peitoral e abdominal, então isto é algo importante para se considerar na prática da contenção física, para que não haja compressão do peitoral. (Evans, 1986; Anderson, 1991).

Possuem dentição pleurodonte (dentes são trocados e substituídos), com formato cônico, dotados de poupa e recobertos por esmalte. A língua tem a ponta com coloração mais escura que o restante. O estômago é simples, frequentemente alongado, e o intestino grosso bem desenvolvido, que termina no coprodeo. A cloaca é o único orifício excretor, e possui três antecâmaras responsáveis pelo armazenamento das excreções que por elas podem ser eliminadas. A cloaca divide-se então em coprodeo (para as fezes), urodeo (para a urina) e proctodeo (para as secreções genitais) (Vosjoli, 2003; Aguilar, 2006).

Assim como todos os lagartos, o coração das iguanas é tricavitário, sendo o ventrículo parcialmente dividido por um septo. Uma veia de grande calibre corre a lateral do corpo da iguana, chamada Veia abdominal da linha mediana (Alworth, Hernandez e Divers, 2011). Outra veia calibrosa, a Veia coccígea ventral, está localizada na base da cauda, ventralmente à coluna vertebral e caudalmente à cloaca, e é a via de eleição para a obtenção de amostras sanguíneas para exames laboratoriais. Répteis possuem o chamado sistema porta-renal, onde o sangue dos tecidos caudais ao rim é drenado de volta diretamente para o rim antes de atingir a veia cava. Por este motivo na maioria dos casos não é indicado a aplicação de injeções na porção caudal do corpo de répteis, tanto para que não haja contratempos na absorção do medicamento, quanto para evitar intoxicação renal (Anderson, 1991).

Nos lagartos em geral os rins estão localizados lateralmente à espinha lombar, na região dorso-caudal do celoma. Especialmente nas iguanas, estão localizados entre o canal pélvico. Os rins têm coloração escura em tom marrom-avermelhado, são alongados, pareados, simétricos e suavemente lobulados, unidos em sua porção caudal. Os ureteres se originam em cada rim e terminam na parede do urodeu. A bexiga tem paredes finas e se conecta ao urodeu. Os machos possuem segmentos sexuais no túbulo renal que podem dar ao rim um aspecto inchado, fato importante para que não haja confusão no diagnóstico de doenças do trato urinário (Antinoff, 2000; Aguilar, 2006; Reavill, 2010).

As glândulas adrenais em répteis também têm uma localização diferente em comparação aos mamíferos, estando mais próximas às gônadas que aos rins (Anderson, 1991).

As iguanas, assim como a maioria dos répteis, são animais uricotélicos, ou seja, o principal produto excretado em sua urina é o ácido úrico produzido no fígado. A urina também apresenta grande quantidade de sais de potássio, que por serem insolúveis auxiliam na redução da perda insensível de água através da excreção urinária (Divers, 2003).

### **Avaliação Clínica de Iguanas**

Os dados mais importantes a serem considerados são: espécie, idade aproximada, sexo, origem, informações sobre o meio ambiente onde se encontrava (temperatura, umidade, fotoperíodo), e peso. Em casos de animais com proprietário, deve-se também perguntar também sobre condições do cativeiro, comportamento normal e data de início do comportamento anormal, histórico médico, período de posse, e se há convívio com outros animais (Anderson, 1991; Werther, 2008).

O conhecimento do peso é fundamental para cálculos de dosagem de medicamentos. A mensuração dos outros parâmetros vitais, como frequências cardíaca e respiratória, bem como a temperatura corporal, não é muito elucidativo, pois ocorrem alterações de acordo com o estresse da contenção e também com a temperatura ambiental (Werther, 2008).

Já o exame físico segue padrão semelhante ao exame de outros gêneros de animais. É importante saber as características físicas e anatômicas normais da espécie, para que possa ser detectada qualquer eventual anormalidade. Espera-se que iguanas selvagens sejam extremamente ativas, e até mesmo demonstrem alguma agressividade durante o contato clínico e manejo. Porém restringir a visão do animal, ou pressionar suavemente seus globos oculares, causa um estímulo vagal que leva os animais a um estado de relaxamento. A inspeção a distância é uma forma interessante para obtenção de informações respeitando a distância-limite que o animal impõe. Assim é possível coletar dados a respeito da locomoção e movimento dos membros e cabeça, comportamento, estado físico, atenção do animal ao meio, apetência e ingestão de água (Anderson, 1991; Aguilar, 2006; Werther, 2008; Bauer e Bauer, 2014).

A contenção pode ser feita com uma mão ao redor do pescoço e cintura escapular, mantendo a cabeça firme a fim de minimizar riscos de mordeduras, e outra ao redor da cintura pélvica. Não se deve, em circunstância alguma, segurar o animal apenas pela cabeça, pois possuem apenas um côndilo unindo a coluna cervical ao crânio, e com o movimento de rotação do corpo há risco de ruptura da medula, e conseqüentemente a morte do animal. Também é recomendado o uso de toalhas ou luvas de couro, para evitar lacerações causadas pelas espinhas dorsais.

Toda iguana adulta deve ter uma aparência robusta, com membros e cauda fortes e resistentes. Costelas muito visíveis indicam uma redução do estado nutricional. A pele de uma iguana saudável deve ser de cor vívida, sem inchaços, tumores, feridas ou ulcerações. Algumas escamas aparentemente soltas podem ser consideradas normais, mas se estiverem concentradas em uma grande área é sinal de algum problema. Deve-se procurar por abrasões, inclusive no focinho e maxilar, assim como por ectoparasitas (Anderson, 1991; Vosjoli, 2003; Aguilar, 2006).

Examina-se também mucosas orais, nasais, oftálmicas, assim como o estado da membrana sub-timpânica. Para exame do interior da boca pode-se puxar delicadamente a pele da região submandibular com uma mão, enquanto a outra mantém a cabeça do animal firme.

A coleta de um swab pode ser feito para determinar presença de bactérias patogênicas, considerando-se que a flora normal é de bactérias gram-negativas (Anderson, 1991; Aguilar, 2006; Werther, 2008).

A auscultação cardíaca é razoavelmente complicada e exige prática, pois as escamas não permitem o uso de estetoscópios pelos meios convencionais, mas pode ser feita usando uma toalha entre o animal e o estetoscópio, ou através de aparelhos de aferição eletrônicos, como o “Doppler”. Os batimentos também podem ser contados através de palpação do peito, e a taxa respiratória é facilmente observável nos movimentos respiratórios (Anderson, 1991; Aguilar, 2006; Werther, 2008). Parâmetros vitais de iguanas verdes de vida livre para referência não foram encontrados.

A palpação abdominal, assim como de todas as outras extremidades do corpo, coleta de swab da cloaca e análise coproparasitológica devem ser feitas em busca de qualquer anormalidade, ou outras informações importantes (Anderson, 1991).

Para a avaliação do sistema renal o peso é um fator importante. Iguanas com comprometimento grave dos rins se mostrarão deprimidas e enfraquecidas. A desidratação também pode ser um sinal, e acarretará em perda de elasticidade da pele, salivação, secreção ocular, também não sendo incomum a presença de edema na faringe. Rins podem ser palpados por via cloacal, utilizando os dígitos, para que seja feita a verificação do tamanho, contorno e formato (Divers, 2003; Aguilar, 2006).

### Exames Complementares

Os exames fecais são usualmente feitos através de métodos de flutuação ou esfregaço, e são utilizados para detecção e diagnóstico de infecções parasitológicas. Os excretos são divididos em duas partes: urato e urina do sistema renal, e matéria fecal oriunda do trato digestivo. É importante que se faça avaliação da quantidade de excremento, assim como sua textura e cor, para detecção de alteração de volume urinário, ou diarreia (Anderson, 1991; Werther, 2008).

Amostras de sangue podem ser coletadas das veias coccígea ventral, abdominal ventral, jugular ou cefálica, sendo a primeira a opção mais indicada. Não se deve coletar amostras em uma quantidade menor que 1% do peso do animal. Durante a colheita, tanto a agulha quanto a seringa devem estar heparinizadas, devido a rápida coagulação sanguínea, sendo o EDTA o anticoagulante de eleição para todos os sáurios. Os

vasos não são visíveis, e não é feito garrote. (Aguilar, 2006; Werther, 2008; Bauer e Bauer, 2014).

Apesar da importância da análise sanguínea para diagnósticos precisos, há uma dificuldade muito grande em se achar valores de referência para iguanas de vida livre.

A tabela 1 ilustra esses parâmetros. (Divers, 2003). Não foram encontrados parâmetros de animais de vida livre.

**Tabela 1:** Parâmetros hematológicos de iguanas criadas em cativeiro com acesso ao ambiente externo. Adaptado do artigo Green iguana nephrology: A review of diagnostic technique.

Parâmetros	
Albumina, g/L	13 – 30
Proteína total, g/L	42 – 76
Globulina, g/L	22 – 52
Ácido úrico, µmol/L	40 – 390
Calcio, mmol/L	2.1 – 5.8
Fósforo, mmol/L	0.9 – 3.0
Sódio, mmol/L	152 – 172
Potássio, mmol/L	2.0 – 6.1
AST, iU/L	7 – 102
Hemoglobina g/L	67 – 22

A técnica radiográfica é amplamente utilizada. Em casos de animais muito arredios é possível realizar o exame na posição dorsoventral com o animal no interior de uma caixa de vidro ou outro material que não interfira na imagem radiográfica. Caso haja necessidade de radiografar em outra posição, é possível contê-lo manualmente, com o uso de fitas, ou através da contenção química. Com a radiografia é possível avaliação geral do esqueleto, alterações do sistema digestório, e a presença de cálculos vesicais, corpos estranhos ou ovos. Se realizada a radiografia contrastada (sulfato de bário) o sistema digestório poderá ser delimitado, o que é importante no diagnóstico de distensões, deslocamento, aumento de volume, alteração da dimensão do lúmen, entre outros (Aguilar, 2006; Werther, 2008; Bauer e Bauer, 2014).

A ultrassonografia também pode ser realizada, apesar das escamas que recobrem a pele do animal. É uma técnica simples, não invasiva e que pode trazer informações importantes. Com ela é possível visualizar a atividade dos intestinos, movimentos cardíacos, ovários, presença de feto nos ovidutos, e até mesmo diagnosticar gota úrica, onde poderão ser vistos cristais de ácido úrico recobrando a serosa de vários órgãos (Werther, 2008).

Como via de acesso, os cateteres intraósseos são melhores que os intravenosos, tanto para colocação quanto para manutenção. O fêmur distal, a tíbia proximal, o úmero proximal, ou o rádio distal são os mais utilizados (Aguilar, 2006; Bauer e Bauer, 2014).

## Doenças Comuns em Iguanas e Seus Respective Tratamentos: Enfermidades Respiratórias

Os sinais clínicos são semelhantes aos das espécies domésticas, e incluem: secreções oculares e nasais, conjuntivite, estomatite, rinite, e abscessos bacterianos na cavidade oral, que podem levar à dispneia grave caso estejam muito próximas à glote. Em pneumonias observa-se o aumento no esforço respiratório, e produção de bolhas tanto nas narinas como na cavidade bucal (Aguilar, 2006; Werther, 2008).

O diagnóstico pode ser feito através de radiografia, nas posições: lateral e dorsoventral. Lavados traqueais utilizando 3-5 ml de solução salina são úteis nos casos de enfermidade do aparelho respiratório inferior. As bactérias gram-negativas são mais comumente isoladas, por fazerem parte da flora normal do sistema respiratório, porém podem aproveitar o estado de imunossupressão para se replicarem, levando a uma infecção secundária. Caso haja melhora clínica temporária após o tratamento com antibióticos, seguida de reincidência dos sinais clínicos, pode-se suspeitar de infecção viral. Corpos estranhos, assim como feridas penetrantes, podem também ser causa de enfermidades respiratórias (Aguilar, 2006; Werther, 2008).

Procedimentos emergenciais incluem intubação endotraqueal ou por traqueotomia, ventilação abundante e aspiração de líquidos e secreções traqueais que possam estar obstruindo as vias aéreas. Para o tratamento são recomendados antibióticos de amplo espectro, como a amicacina e enrofloxacina, sendo que a maioria das infecções respiratórias é causada por gram-negativos. Metronidazol é utilizado em infecções por anaeróbios. Em micoses usa-se comumente o itraconazol, cetoconazol e a anfotericina-B (Aguilar, 2006; Schumacher, 2006; Gibbons, Klaphake e Carpenter, 2013).

## Osteodistrofia Metabólica

Comum principalmente em iguanas criadas em cativeiro, ou como animais de estimação. Essa condição é causada por uma insuficiência de cálcio no sistema esquelético, que nem sempre está relacionada apenas com alimentação carente. Como já dito anteriormente, a exposição à luz ultravioleta está diretamente ligada à produção de vitamina D. A vitamina D viabiliza a absorção de cálcio no aparelho gastrointestinal e controla a deposição de cálcio nos ossos (Werther 2008), estando também intimamente relacionada com as atividades dos hormônios paratireoidianos e à calcitonina. Uma dieta excessivamente rica em fósforo também pode ser considerado um fator causal, já que acarretará em um desequilíbrio da relação Cálcio/Fósforo. Outras etiologias menos comuns são o hiperparatireoidismo primário ou enfermidades renais. As possíveis consequências de tais desequilíbrios são: hiperparatioreoidismo

nutricional secundário (a baixa taxa de cálcio no corpo faz com que haja elevação dos níveis de paratormônio, que agem mobilizando o cálcio ósseo a fim de manter a calcemia sérica), osteodistrofia fibrosa (onde há uma substituição do tecido ósseo por tecido cartilaginoso), osteomalácia, e mineralização metastática (Anderson, 1991; Aguilar, 2006; Werther, 2008).

Os sinais mais comuns incluem: anorexia, retardo no crescimento, fraturas patológicas dos ossos longos e vértebras, prolapso cloacal, letargia, dificuldade ou incapacidade de suportar o próprio peso, mandíbula de borracha. Pode-se também ser observado o aumento de volume dos fêmures devido à osteodistrofia fibrosa. Em casos mais graves pode até mesmo levar à convulsões. Devido ao risco de fraturas espontâneas o animal deve ser manuseado com cuidado durante todo o período de tratamento (Aguilar, 2006). O diagnóstico é feito através de exame físico e radiografia (onde pode-se observar espessamento da cortical óssea, ou fraturas patológicas). A avaliação da bioquímica sanguínea também pode ser feita, considerando que a relação Ca:P deve ser de aproximadamente 2:1 em animais sadios (Aguilar, 2006; Werther, 2008).

O tratamento é feito com suporte nutricional, com inclusão de alimentos ricos em cálcios ou suplementos minerais, hidratação, banhos de água quente para facilitar a excreção, e permitindo o acesso do animal à luz solar. Em animais de cativeiro é importante a recomendação ao proprietário para que seja feita a correção da fonte de luz UV, lembrando que em casos de lâmpadas artificiais a exposição deve ser direta, pois os raios UVB não atravessam plástico ou vidro. Também é possível que a lâmpada perca a validade, por isso é recomendada a troca eventualmente. A administração de cálcio por via parenteral é reservada apenas a animais em estado muito grave, que incluem tremores e convulsões. Fraturas devem ser imobilizadas. Os suplementos mais utilizados são o glucobionato de cálcio por via oral (200 mg/kg/24 horas) e vitamina D (200 UI/kg SC, dose única) (Mader, 2005; Aguilar, 2006).

### **Fraturas**

Geralmente consequências de enfermidade óssea metabólica (EOM), ou traumas mais graves. Podem ser tratadas com fixação externa ou interna (exceto em casos de EOM, onde a resolução deve ser exclusivamente por fixação externa até que a homeostasia do cálcio seja restaurada). Analgesia e anestesia são recomendados durante o processo de redução da fratura para redução de estresse, e controle da dor (Oliveira, 2003; Wellehan, 2004; Mader, 2005; Aguilar, 2006).

### **Gota**

Pode ser visceral, articular ou periarticular e é relativamente comum na grande maioria dos répteis, especialmente os criados em cativeiro.

Pode ocorrer por excesso de proteína na dieta, falência renal, anorexia ou desidratação. O tratamento normalmente é feito com correção da dieta, mas não costuma ser efetivo, portanto o prognóstico é reservado (Oliveira, 2003; Aguilar, 2006; Werther, 2008).

### **Estase Folicular/Distocia**

Iguanas fêmeas não requerem a presença de macho para iniciar a ovulação e desenvolver grandes folículos ovarianos, que podem ocupar boa parte da cavidade celomática (Aguilar, 2006). A distocia de ovos também é frequentemente vista na maioria dos répteis ovíparos, e pode ser causada por diversos fatores, como a falta de local adequado para postura, deficiências nutricionais, temperatura inadequada, entre outros. A distinção entre uma estase patológica e um desenvolvimento folicular normal pode ser complicada. Tanto na distocia quanto na estase o animal se encontrará emaciado, anorético (por até 1 a 2 meses, e nesses casos muito debilitado), e possivelmente obstruído (Mader, 2005; Aguilar, 2006; Stahl, 2006).

O diagnóstico pode ser feito através de radiografias, e o tratamento é a realização de uma ovariectomia, ou uma histerotomia com retirada dos ovos. Casos não obstrutivos podem ser tratados com ocitocina. (Aguilar, 2006).

### **Cistos Renais**

São caracterizados por variáveis formações císticas entre o parênquima renal, que podem ser vistos em um, ou ambos os rins. São mais comumente causados por doenças inflamatórias crônicas (Reavill e Schimidt, 2010).

### **Gota Renal**

Muito comum em répteis e está associada ao depósito de ácido úrico em tecidos moles, que é causada por disfunções renais. Na maior parte dos casos são observadas estrias brancas ou amareladas nos tecidos doentes, podendo até mesmo serem encontradas grandes massas confluentes, brancas ou amareladas, em casos mais severos. A desidratação crônica, dietas desbalanceadas (com excesso de proteína), e até mesmo a exposição a algumas substâncias que podem causar toxicidade (ex: gentamicina), estão apontadas na literatura como fatores predisponentes (Reavill e Schimidt, 2007; Reavill e Schimidt, 2010; Werther, 2008).

### **Cálculos Urinários**

A urolitíase deve ser considerada como diagnóstico diferencial para toda iguana apresentando inapetência e desidratação. Qualquer precipitação microscópica ou concreção policristalina em répteis é considerada como cálculo urinário. A maioria deles é encontrado na bexiga, porém há relatos de cálculos nos ureteres e na cloaca. A causa da formação ainda é desconhecida, mas há propostas de que os fatores incluam

deficiência ou desequilíbrio mineral e nutricional (principalmente de vitamina A e D), dieta altamente proteica, infecções bacterianas. A desidratação está quase sempre associada, e é considerada fator agravante. Pequenos cálculos normalmente não causam lesões significantes, ou sinais clínicos. Em casos mais graves o animal pode apresentar anorexia, constipação, retenção de ovos e disúria. De acordo com o tipo de cálculo, e seu aspecto físico, outros danos podem ser causados, como por exemplo: lesão da parede da vesícula urinária, resultando em hematuria, hipertrofia da parede e/ou hiperplasia da mucosa epitelial. Necrose da bexiga causada por compressão por grandes cálculos também já foram relatados (Kwantes, 1992; Reavill e Schimidt, 2010; Mader, 2005; Lightfoot, 1999).

Segundo a literatura, todos os urólitos em répteis parecem ser causados por depósito de sais de urato, que podem estar ligados com cálcio ou fosfato (McKown, 1998; Lightfoot, 1999).

Coleta de material para a biópsia com o uso de endoscópio, assim como através de incisões cirúrgicas são as alternativas (Antinoff, 2000). O material então é mandado para o exame histopatológico.

A urinálise, por sua vez, é menos útil em répteis do que em mamíferos na detecção de doenças renais, dado que os rins de répteis não armazenam a urina. Porém para diagnóstico de infecções e inflamações do sistema urogenital essa técnica pode se mostrar útil. Os sistemas urinário, genital, e intestinal terminam todos na cloaca, o que faz com que o material oriundo de qualquer um desses sistemas, ao chegar em seu destino final, seja contaminado pelo contato com os outros sistemas. Devido a isso, resultados microbiológicos de uma avaliação de urina tem a credibilidade variada de acordo com o histórico de coleta, sendo a cistocentese a técnica mais confiável e de amostras menos contaminadas (Divers, 2003).

Radiografias simples e contrastadas também podem ser usadas na verificação das condições do sistema urogenital. O rim normal de iguanas não é facilmente detectado em radiografias, porém podem ser úteis para a observação de rinomegalias, urólitos radiopacos, mineralização de tecidos moles, obstrução e constipação, além de identificação de massas como tumores, neoplasias e cálculos (Divers, 2003; Wellehan e Gunkel, 2004; Aguilar, 2006).

O tratamento será feito de acordo com a etiologia da patologia, visando normalização dos parâmetros bioquímicos e hematológicos. Se houver um quadro infeccioso, o tratamento com antibióticos adequados deve ser iniciado. A fluidoterapia também é fundamental tanto em casos de desidratação crônica quanto aguda. A manutenção da fluidoterapia é feita com 20.0ml/kg/24hr, e o cálculo deve ser ajustado para compensar a desidratação e as perdas contínuas. A via IO e a IV são as de preferência, mas a via SC também é apropriada. A alimentação rica em fósforo deve ser

evitada, assim como a suplementação com cálcio. O indicado é que se dê ligantes de fósforo (como hidróxido de alumínio, na dose de 1ml/kg BID ou TID) até que a relação Ca:P seja estabelecida em pelo menos 1:1, evitando assim a ligação de cálcio e fósforo, com conseqüente precipitação e mineralização dos grandes vasos. Assim que a relação Ca:P esteja estabelecida nos valores mencionados, pode-se fazer a suplementação com carbonato de cálcio (Antinoff, 2000; Mader, 2005).

Em casos de gota deve-se entrar imediatamente com fluidoterapia, devido ao fato de que a desidratação desempenha um papel importante nessa patologia. Medidas como alteração da dieta podem ser úteis, ainda que não tanto quanto o tratamento medicamentoso. As alterações consistem em acidificar a dieta, e restringir purinas. A terapia medicamentosa pode ser feita com alopurinol (para diminuir a formação de ácido úrico), probenecidas (que é um agente uricosúrico), e colchicina (que minimiza fibrose do parênquima hepático e renal) (Antinoff, 2000; Divers, 2003; Mader, 2005).

### Falência Renal

Típica em iguanas entre 4-6 anos de idade. A etiologia ainda é desconhecida, mas algumas causas são: gota, desidratação crônica, excesso de proteína na dieta, mineralização metastática, administração de fármacos nefrotóxicos. Os sinais clínicos incluem anorexia, desidratação, emaciação, disquesia, mineralização dos grandes vasos, rins, coração e músculo esquelético (Aguilar, 2006).

Como já dito anteriormente, um histórico detalhado é fundamental para o diagnóstico de qualquer doença. Em casos de doenças do sistema urogenital, isso ganha ainda mais importância, por auxiliar o médico veterinário na diferenciação entre uma doença de curso crônico para uma de curso agudo (Divers, 2003). Em casos de animais de vida livre isso pode não ser tão fácil, pois na maioria dos casos o histórico do animal é desconhecido.

As doenças do sistema urinário citadas anteriormente podem ser causadas por fatores semelhantes, e também têm alguns sinais clínicos em comum, portanto o exame físico é sempre indicado. Através da palpação digital pela cloaca, como já descrito, é possível identificar alterações na forma e tamanho do rim. Uma rinomegalia acentuada pode ser causa de constipação por compressão, ou de prolapso cloacal (Divers, 2003; Reavill e Schimidt, 2010).

Tradicionalmente os valores mais utilizados são as concentrações de ácido úrico (que raramente ultrapassam 6.0 a 7,0 mg/dl), assim como avaliação da relação Ca:P, que já foram citados anteriormente neste trabalho. A desidratação também pode elevar os níveis séricos totais de proteínas, e de sódio, o que auxilia no diagnóstico. Outros achados são: Nível elevado de CPK (dado a danos musculares), bem como de AST (por lesão do parênquima

hepático ou renal) (Antinoff, 2000; Divers, 2003; Aguilar, 2006; Werther, 2008).

O exame ultrassonográfico da cavidade celomática pode ser feita para avaliação de alguma eventual anormalidade. Em casos de doenças renais, a biópsia renal costuma oferecer o diagnóstico definitivo.

### Celiotomia em Iguanas: Técnica Cirúrgica

A Celiotomia nos provê acesso à grande maioria dos órgãos internos e é útil também em casos onde é necessário a realização de exploração, ou coleta de material para biópsia. Geralmente são empregados os mesmos princípios das cirurgias em outros animais, mas o médico veterinário deve estar familiarizado com os aspectos anatômicos e fisiológicos específicos da espécie, assim como com o equipamento adequado e o ideal posicionamento e preparação do paciente. É necessário lembrar que répteis, em geral, possuem órgão mais delicados e frágeis que os de mamíferos (Aguilar, 2006; Alworth, Hernandez e Divers, 2011).

As abordagens mais utilizadas para acesso ao celoma são pela linha mediana, paramediana e pelo flanco. Em casos de compressão dorsal, usa-se mais as duas primeiras abordagens, enquanto em casos de compressões laterais opta-se pela laparotomia. A abordagem pela linha paramediana é a mais indicada em iguanas, pois a veia abdominal se encontra subjacente à linha alba (FIGURA 21), e sua laceração pode causar uma importante hemorragia. Essa abordagem, entretanto, pode causar uma dor consideravelmente maior se comparada à pela linha mediana (Anderson, 1991; Alworth, Hernandez e Divers, 2011; Girolamo, 2016).

A incisão deve ser realizada entre as escamas para facilitar a cicatrização, e se estende do processo xifoide até a pelve cranial, a fim de prover espaço suficiente para o procedimento. O fim da incisão pode criar uma angulação de 90°, formando uma espécie de “L” (Kwantes, 1992; Aguilar, 2006; Alworth, Hernandez e Divers 2011; Girolamo, 2016).



**Figura 2:** Exposição da cavidade celomática de uma iguana verde (*I. iguana iguana*) com destaque para a veia abdominal. Fonte: Arquivo pessoal.

O fechamento da cavidade deve ser realizado em duas camadas, com a sutura do

músculo em padrão simples interrompido, ou padrão contínuo, com fio absorvível. O fechamento da pele pode ser em padrão de sutura simples interrompido, com monofilamento não-absorvível. Apenas em iguanas de porte pequeno a pele pode ser suturada junto com o músculo, em padrão simples contínuo (Kwantes, 1992; Alworth, 2011; Girolamo, 2016).

### Anestesia e Analgesia

A administração de analgésicos antes e depois da cirurgia deve ser considerada em todos os répteis. Esses animais não demonstram sinais de dor como os pacientes mamíferos, mas ainda assim ela não deve ser desconsiderada. Analgésicos opioides como o Butorfanol são amplamente utilizados em répteis, e produzem bons resultados (Mader, 2005; Alworth, 2011).

A associação de Midazolam (0.3 a 2 mg/kg) e Ketamina (20 mg/kg) por via IM também é bastante utilizada para atingir relaxamento muscular e sedação a níveis satisfatórios, ainda que a quetamina possa causar depressão respiratória em pacientes com disfunções renais, dada sua excreção. Outra droga comumente utilizada para indução anestésica é o propofol (2 a 10 mg/kg) com aplicação IV, mas seu uso pode levar a apnéia, o que já deve ser premeditado em casos de emergência (Malley, 1999, Wellehan e Gunkel, 2004).

A glote das iguanas é bastante visível, o que faz com que a intubação seja relativamente fácil de ser realizada. Em casos de animais muito pequenos pode-se usar um cateter, caso não haja sonda endotraqueal apropriada (Wellehan e Gunkel, 2004).

O Isoflurano é o anestésico mais utilizado em répteis, e apresenta algumas qualidades superiores quando comparado ao Sevoflurano e ao Halotano.

Em relação ao Sevoflurano, quando associados ao Butorfanol, produz uma menor depressão cardiovascular. Em procedimentos mais curtos, o Sevoflurano apresenta um retorno mais rápido, mas em procedimentos mais demorados a margem de diferença no tempo não é tão grande, além de ser consideravelmente mais caro. Com o uso do Isoflurano a maioria dos répteis entra em estado de relaxamento em cerca de 4 a 9 minutos, e o tempo para o relaxamento total varia de 9 a 20 minutos.

### Relato de Caso

No dia 25/11/2016 foi encaminhado para atendimento clínico no Setor de Animais Silvestres do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Mato Grosso, no município de Cuiabá, uma Iguana (*Iguana iguana iguana*) adulta, pesando 700 gramas, medindo 68 centímetros do focinho ao fim da cauda, e de sexo desconhecido, que fora atendido pela médica veterinária Carolina Mariano. O animal era oriundo de vida livre, e havia sido encontrado por um munícipe após cair de uma árvore no dia anterior. Segundo o munícipe, o

animal já vivia há muito tempo próximo de onde fora encontrado, e estava apresentando letargia após a queda. Devido ao fato de ser um animal de vida livre, não foi possível um levantamento maior de dados sobre seu histórico.

No exame físico o animal apresentou prostração, dificuldade respiratória e de movimentação, não expressando reações de nenhum tipo ao exame, o que, como já dito anteriormente, não é normal da espécie. Também foi confirmado desidratação acentuada, além de estado corpóreo anormal, com costelas aparentes.

O animal foi então encaminhado para ultrassonografia e radiografia (os laudos não foram cedidos pelos respectivos laboratórios até a conclusão deste relatório), e então constatou-se presença de líquido nos pulmões, e gás livre na cavidade celomática. A médica veterinária administrou então Amicacina (5 mg/kg) na dosagem de 0,07 ml por via IM, no membro anterior, seguindo o protocolo descrito em *Reptile Medicine and Surgery* (Mader, 2005), e fluido ringer lactato, na dosagem de 14 ml (20ml/kg/24h), por via subcutânea (Antinoff, 2000; Mader, 2005), sendo sempre administrada após leve aquecimento em banho-maria. A alimentação fora deixada à disposição do animal todos os dias, sendo composta por folhas verdes (alface e rúcula), banana, mamão, maçã, bem como vegetais variados, mas a anorexia se manteve até o final do tratamento. Durante toda a estadia do animal ele foi mantido em uma gaiola com aquecedor ajustável em uma das extremidades, na temperatura de 29°C, e tomando banhos de sol diários de quarenta minutos, de uma forma que ele tivesse tanto sombra quanto luz solar à disposição.

No dia 26/11/2016 o animal não havia mostrado melhora, ainda apresentando prostração e dificuldade respiratória. A fluidoterapia de manutenção foi mantida com Ringer lactato na mesma dose, mas o veterinário optou por não adicionar ao cálculo doses para compensação por grau de desidratação e nem perdas contínuas, já que fora constatado a presença de líquido nos pulmões, e uma dose alta de fluido poderia agravar o caso. Junto à fluido fora adicionado complexo B (3 mg/kg, dose indicada por Gibbons, Klaphake, Carpenter, 2013), na dosagem de 0,5 ml, como suplemento padrão utilizada pela médica veterinária em casos de anorexia. Foi feita também a aplicação de 0,03 ml de Cloridrato de Tramadol 50 mg/ml, na dose de 2 mg/kg (Mader, 2005; Werther, 2006), por via IM.

No terceiro e quarto dia os procedimentos terapêuticos foram repetidos, e no dia 28/11 fora também administrado novamente Amicacina por via IM, dessa vez na dosagem de 0,035 ml (2,5 mg/kg). Como o animal no quarto dia após sua chegada ainda se recusava a comer, fora passada sonda esofágica com 1 grama de hipercalórico, 10 gramas de mamão, e 10 gramas de banana, segundo

cálculo de necessidade nutricional realizado pelos veterinários do setor.

No dia 29/11/2016 deu-se início ao tratamento com Enrofloxacin 2,5% (5 mg/kg), na dosagem de 0,14 ml, por via IM, e Meloxicam 0,2% (0,2 mg/kg), na dosagem de 0,07 ml IM, ambas aplicações sendo feitas nos membros anteriores. A fluidoterapia, o Cloridrato de Tramadol, e o complexo B foram mantidos na mesma dose (Gibbons, Klaphake, Carpenter, 2013). Nesse dia o animal foi encaminhado para uma celiotomia exploratória.

A cirurgia fora realizada no centro cirúrgico do hospital veterinário da UFMT – Cuiabá, pelo cirurgião Matias Stocco, doutorando de clínica cirúrgica no hospital e como cirurgiã auxiliar a médica veterinária Carolina, responsável pelo caso. Também participou como anestesista a médica veterinária Thaís Aroma, anestesista residente do Hospital Veterinário. A autora deste trabalho auxiliou como volante.

O protocolo anestésico utilizado foi Butorfanol como analgésico opióide, na dosagem de 0,07 ml (1 mg/kg) (Schumacher, Yelen, 2006.), vinte minutos antes da aplicação de 0,14 ml de Cetamina (20 mg/kg) em associação com 0,3 ml de Midazolam (2 mg/kg), todos por via IM. (Wellehan e Gunkel, 2004). O animal foi entubado por via endotraqueal, e submetido a anestesia inalatória, realizada com Isoflurano (Kwantes, 1992). O animal foi colocado sobre placa aquecedora, com luvas térmicas para mantê-lo aquecido.

O campo foi preparado, e a antisepsia fora feita seguindo o padrão de preferência do cirurgião, que consistia em utilizar duas vezes clorexidine, duas vezes PVPI para a antisepsia prévia, e sendo repetido o procedimento pelo cirurgião. O uso de álcool foi evitado, dado ao fato de que pacientes ectotérmicos perdem temperatura com o uso deste (Alworth, 2011).

A abordagem escolhida foi incisão pela linha paramediana (Figura 3) (Kwantes, 1992; Aguilar, 2006; Alworth, 2011, Girolamo, 2016). Logo após a incisão da pele, e divulsão da musculatura celomática com tesoura de ponta romba, pode-se observar que a vesícula urinária estava totalmente repleta, ocupando boa parte da cavidade celomática. Em seu interior era possível notar que a urina estava bastante turva (Figura 4).

A recuperação do animal ocorreu sem maiores intercorrências, num período de 3 horas, ainda mantendo bolsas térmicas sob o mesmo.

Em seguida foi realizada a cistocentese, utilizando agulha hipodérmica 21g (0,8mm). No total foram coletados cerca de 80 mL de urina. Após a inspeção da cavidade celomática, foi concluído que não haviam outras alterações de quaisquer espécie.

A sutura da musculatura foi feita utilizando fio Nylon 4-0, com sutura em "X". A pele foi suturada utilizando fio Nylon 2-0, com padrão de sutura Wolf.

O curativo pós-cirúrgico foi feito com gaze embebida em PVPI, fixada com micropore.



**Figura 3:** Incisão paramediana de aproximadamente 7 centímetros, em celiotomia exploratória realizada em uma Iguana Verde (*I. iguana iguana*). Fonte: Arquivo pessoal.



**Figura 4:** Exposição da cavidade celomática. Na imagem podemos ver a bexiga totalmente repleta, contendo material turvo e esbranquiçado. Fonte: Arquivo pessoal.



**Figura 5:** Após o fechamento da incisão, com sutura em padrão Wolf. Fonte: Arquivo pessoal.

A amostra da urina coletada foi enviada para o laboratório de Patologia Clínica, também no Hospital Veterinário da UFMT. A análise determinou que não haviam sinais de infecções na amostra. Foi confirmada a presença de cistina e sais de urato.

No dia seguinte à cirurgia o animal ainda não havia excretado fezes ou urina, e após palpação percebeu-se a presença de bolo fecal nas alças intestinais. A veterinária responsável então realizou um protocolo de enema, utilizando 10 ml de solução fisiológica aquecida em banho-maria até estar morna (Aguilar, 2006). O protocolo terapêutico do dia anterior foi mantido, assim como foi realizada novamente a passagem de sonda para alimentação forçada. O animal apresentou piora no quadro respiratório, e então deu-se início a um protocolo de

inalação, com a associação de 1 ml de acetilcisteína + 2,5 ml de aminofilina em 10 ml de solução fisiológica por 15 minutos BID. Este protocolo é padrão para medicação inalatória em répteis, citado por Mader et. al. em *Reptile medicine and surgery*, 2005. Foi também adicionado ao protocolo a aplicação de vitamina C (20 mg/kg) na dosagem de 0,14 ml SID (Mader, 2005).

Os cuidados com a ferida cirurgia eram feitos através de limpeza com solução fisiológica, e clorexidine, e então se aplicava uma fina camada da pomada Vetaglós®.

Na manhã do dia 01/12/2016 foi constatado que o animal havia defecado durante a noite. A amostra das fezes foi enviada para o laboratório de parasitologia do hospital, que posteriormente (dia 02/12) deu positivo para trematodes *oxiurus*. Nesse mesmo dia o animal apresentou piora do quadro respiratório, demonstrando muita dispneia e também secreção nasal viscosa e translúcida.

Nos dias 02/12/2016 e 03/12/2016 o protocolo continuou o mesmo, porém a fluídoterapia foi cortada, considerando o fato de que houve piora no quadro respiratório, e que o metabolismo do animal estava lento demais, já que ele se manteve prostrado e letárgico durante todo o seu período de internação.

O animal veio a óbito na noite entre os dias 03/12/16 e 04/12/2016. O corpo foi enviado para a necropsia no laboratório de patologia animal do Hospital Veterinário da UFMT, porém o laudo não foi liberado pelo laboratório até o dia de conclusão deste relatório.

## Discussão

Apesar da suspeita inicial ter sido trauma decorrente da queda da árvore, foi confirmado em radiografia e tomografia que não haviam fraturas no corpo do animal. O fator considerado mais provável pelos médicos veterinários responsáveis é que a queda tenha acontecido dado ao elevado grau de fraqueza e desidratação do animal, assim como à dor que ele deveria sentir devido à obstrução. Assim como já explicado, répteis não demonstram sinais claros de dor como os mamíferos (Alworth, 2011), então se pode supor que apesar de não haver sinais característicos de dor, e considerando também o escore corporal, o animal já estava em um estágio razoavelmente avançado da enfermidade.

Como já dito anteriormente, a urolitíase deve ser considerada como diagnóstico diferencial em qualquer iguana apresentando inapetência e/ou letargia (Kwantes, 1992). Qualquer precipitação microscópica ou concreção policristalina em répteis é considerada como cálculo urinário (Reavill e Schimidt, 2010). Os sinais apresentados pelo paciente eram condizentes aos descritos na literatura, e incluíam desidratação, inapetência, letargia e anorexia. A etiologia do acometimento ainda é desconhecida porém entre os fatores associados à urolitíase estão a deficiência mineral e nutricional, agravados pela desidratação. Os

cálculos em répteis geralmente são formados por cristais de urato. (Kwantes, 1992; McKown, 1998; Lightfoot, 1999; Reavill e Schmidt, 2010). A presença de cristais de urato em grande quantidade na urina do animal relatado foi confirmada pelo laboratório de patologia. Nenhum outro achado importante foi visualizado durante o procedimento da celiotomia que indicasse alteração renal ou de outro órgão.

A não realização do exame hematológico pode ter influenciado na escolha do tratamento. Como é citado na literatura, a aferição dos níveis de ácido úrico no sangue poderia ter ajudado no diagnóstico da doença. Com a verificação de deficiência nutricional seria possível obter dados para auxiliar na suplementação vitamínica e escolha da dieta ideal, sendo a deficiência de vitamina A e D em répteis os fatores mais relacionados à urolitíase (Reavill e Schmidt, 2010).

Quanto ao protocolo terapêutico, o tratamento foi iniciado com a Amicacina, bactericida com maior atuação em bactérias gram-negativas, conforme a indicação de uso descrita por Carpenter, 2013. Não foram encontrados dados na literatura que abordassem potenciais efeitos nefrotóxicos com o uso desse medicamento em iguanas. Todos os outros protocolos terapêuticos e cirúrgicos foram discutidos anteriormente neste trabalho, e seguem de acordo com o que a literatura de apoio prescreve.

## Conclusão

O caso relatado foi de uma iguana de vida livre apresentando sinais de acometimento do sistema urogenital. Após a realização de uma celiotomia exploratória, e retirada do conteúdo da vesícula urinária, foi confirmada a presença de cristais de urato causando obstrução vesical. Tanto os protocolos terapêuticos quanto os cirúrgicos estavam de acordo com o recomendado na literatura de apoio, mas ainda assim o animal veio a óbito nove dias após sua entrada no Hospital Veterinário.

Durante o tratamento do animal, e a produção deste material, verificou-se uma grande dificuldade em encontrar material de apoio atualizado, completo e com dados específicos para a espécie em questão. Poucas alternativas foram dadas para o tratamento de urolitíase além desta descrita aqui. Este mesmo problema pode ser observado em diversas áreas da Medicina Veterinária de animais silvestres e exóticos. Muitas vezes os médicos veterinários precisam administrar fármacos através do uso de doses empíricas, além de eventualmente utilizarem valores de referências para exames laboratoriais que não sejam específicos da espécie de seu paciente.

Tendo isso em mente, não é possível fazer uma avaliação mais profunda sobre a eficácia da conduta veterinária no caso aqui apresentado, já que não existem muitas outras opções disponíveis que sejam comprovadamente seguras.

## Referências

AGUILAR, F.R. **Atlas de medicina, terapêutica e patologia de animais exóticos** / Roberto F. Aguilar, Sonia M. Hernández, Stephen J. Hernández – São Caetano do Sul, SP: Interbook, 2006. pp 141 – 173 .

ALWORTH, L.C.; HERNANDEZ, S.M.; e DIVERS, S.J. **Laboratory Reptile Surgery: Principles and Techniques**. Journal of the American Association for Laboratory Animal Science, Vol 50, No 1 (Janeiro), 2011: 11-26.

ANDERSON, L.N. **Husbandry and Clinical Evaluation of *Iguana iguana***. Em: Compendium on Continuing Education for the Practising Veterinarian -North American Edition. Vol 13, nº 8 (janeiro), 1991, pp. 1265-1273.

ANTINOFF, N. **Renal disease in the green iguana, *Iguana iguana***. Em: Association of reptilian and amphibian veterinarians. 2000. pp. 61-63.

BAUER A.; BAUER G. **Squamata – Sauria (Iguana e Lagartos)**. Em: Tratado de animais selvagens: medicina veterinária / Zalmir Silvino Cubas, Jean Carlos Ramos Silva, José Luiz Cartão – Dias – 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. pp. 170 – 185.

BERTELSEN, M.F. **Squamates (Snakes and Lizards)**. Em: WEST, G.; HEARD, D.; Carlton: Blackwell Publishing. Vol. 1, 2007: pp. 233-243.

BREUIL, M. **Morphological characterization of the common iguana *Iguana iguana* (Linnaeus, 1758), of the Lesser Antillean Iguana *Iguana delicatissima* (Laurenti, 1768) and of their hybrids**. Em: Bulletin de la Société herpétologique de France, 2013. pp. 1-37.

CONRAD, J.L. e NORELL, M.A. **Cranial autapomorphies in two species of Iguana (Iguanidae: Squamata)**. Journal of Herpetology 44(2): 307-312. 2010.

DIVERS, S.J. **Green iguana nephrology: A review of diagnostic technique**. Em: Veterinary Clinics of North America Exotic Animal Practice (fevereiro), 2003, pp. 233-250.

EVANS, H.E. **Reptiles: Introduction and Anatomy**. em Zoo & Wild Animal Medicine. ed 2. Saunders, Philadelphia, WB Saunders Co. 1986. pp 118-125.

GIBBONS, P.M.; KLAPHAKE, E.; CARPENTER, J.W. **Reptiles**. Em: Exotic animal formulary / editor, James W. Carpenter: editor associado, Cristopher J. Marion – 4ª ed. 2013.

- GIROLAMO, N.D.; MANS, C. **Reptile soft tissue surgery**. Em: *Veterinary clinics of North America exotic animal practice* 19, 2016: pp. 97-131.
- HERNANDEZ-DIVERS, S.J.; STAHL, J.S.; HERNANDEZ-DIVERS, S.M.; READ, M.R.; HANLEY, C.S.; MARTINEZ, F.; COOPER, T.L. **Coelomic Endoscopy of the Green Iguana, *Iguana iguana***. Em: *Journal of Herpetological and Surgery*. Vol 14, Nº 1, 2004.
- Iguana iguana* (Linnaeus, 1758)". Integrated Taxonomic Information System. Retrieved 4 September 2008.
- KWANTES, L.J. **Surgical correction of cystic urolithiasis in an iguana**. Em: *The Canadian veterinary journal*. Vol 33 (novembro), 1992, pp. 752-753.
- LIGHTFOOT, T. **Bladder necrosis secondary to cystic calculus in a green iguana**. *Exotic DVM* 1:29-33, 1999.
- MADER, D.R. **Reptile medicine and surgery**. 2.ed. St.Louis: Saunders, 2005. 1242p.
- MALLEY, D.: **Reptiles**. Em: Seymour C, Gleed R (eds): *BSAVA Manual of Small Animal Anaesthesia and Analgesia*. UK, Glamorgan, 1999, p 271.
- MCKOWN, R.D. **A cystic calculus from a wild western spiny softshell turtle (*Apalone [Trionyx] spiniferus hartwegi*)**. *J Zoo Wildl Med* 29:347, 1998.
- OLIVEIRA, P.M.A. **Animais silvestres e exóticos na clínica particular / Paulo Marcos Agria de Oliveira**. – São Paulo : Roca, 2003. pp 197-360 .
- REAVILL, D.R. e SCHMIDT, R.E. **Urinary Tract Diseases of Reptiles**. *Journal of Exotic Pet Medicine*, Vol 19, Nº 4 (Outubro), 2010: pp 280–289.
- REAVILL, D.R.; SCHMIDT, R.E. **Urogenital tract diseases of reptiles and amphibians**. Em: *Proceedings associations of reptilian and amphibian veterinarians*. 2007, pp. 87 – 109.
- SCHUMACHER, J. **Reptiles and Amphibians**. Em: THURMON J.C.; TRANQUILLI, W.J.; BENSON, G.J. Lumb & Jones' *Veterinary Anesthesia*. 3ª ed. 1996, Baltimore: Williams & Wilkins, cap. 20,p.670-685.
- SCHUMACHER, J.; YELEN T. **Anesthesia and analgesia**, p 442–452.
- EM: MADER, D.R., editor. *Reptile medicine and surgery*, 2ª ed. Philadelphia (PA): WB Saunders. 2006.
- STAHL, S. J. **Reptile Obstetrics**. The North American Veterinary Conference. Pp. 1680 – 1683. 2016.
- TOWNSEND, J.H.; SLAPCINSKY, J.; KRYSKO, K.L.; DONLAN, E.M. e GOLDEN, E. A. **Predation of a tree snail *Drymaeus multilineatus* (Gastropoda: Bulimulidae) by *Iguana iguana* (Reptilia: Iguanidae) on Key Biscayne, Florida**. *Southeastern Naturalist* 4(2): 361-364. 2016.
- VALETTE, V.; FILIPOYÁ, L.; VUILLAUME, B.; CHERBONNEL, C.; RISTERUCCI, A.M.; DELAUNAY, C.; BREUIL, M. e GRANDJEAN, F. **Isolation and characterization of microsatellite loci from *Iguana delicatissima* (Reptilia: Iguanidae), new perspectives for investigation of hybridization events with *Iguana iguana***. *Conservation Genetics Resources* 5(1): 173-175. 2013.
- VIANA F. A. B. **Guia Terapêutico Veterinário**. 3ª Ed. 2014. Páginas 192, 222, 339 e 391.
- VOSJOLI, P. D.; DONOGHUE. S.; KLINGENBERG. R. e BLAIR. D. **The Green Iguana Manual**, Advanced Vivarium Systems, 2003.
- WELLEHAN, J.F.X.; GUNKEL, C.I. 2004. **Emergent Diseases in Reptiles**. Em: *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, Vol 13, Nº 3 (Julho), 2004: pp 160-174.
- WERTHER, K. **Semiologia de animais silvestres**. Em: *Semiologia veterinária: a arte do diagnóstico : cães, gatos, equinos, ruminantes e silvestres*. 2ª ed, 2008, pp. 702-718.
- www.camaracba.gov.br. Acesso em 4 de fevereiro de 2016.