

Ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em aves silvestres de três Unidades de Conservação Federais da Paraíba e da Bahia¹

Leontina H.M. Andrade^{2*}, Camile Lugarini^{2,3,4}, Rhaysa A.S. Oliveira², Luana T.R. Silva², Maria Fernanda V. Marvulo^{4,5,6}, José E. Garcia⁷, Jitender P. Dubey⁸ e Jean C.R. Silva^{2,4}

ABSTRACT.- Andrade L.H.M., Lugarini C., Oliveira R.A.S., Silva L.T.R., Marvulo M.F.V., Garcia J.E., Dubey J.P. & Silva J.C.R. 2016. [Occurrence of antibodies to *Toxoplasma gondii* in wild birds from three Federal Conservation Units of Paraíba and Bahia, Brazil.] Ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em aves silvestres de três Unidades de Conservação Federais da Paraíba e Bahia. *Pesquisa Veterinária Brasileira* 36(2):103-107. Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Rua Dom Manoel de Medeiros s/n, Recife, PE 52171-900, Brazil. E-mail: hellen_mac_vet@hotmail.com

Surveillance and monitoring of wildlife pathogens are essential in the environmental context and human public health, as these animals act as sentinels, reflecting environmental changes early on, what gives more efficient environmental monitoring and allows quick access to information on the conditions of area. Birds are important in the epidemiology and life cycle of *Toxoplasma gondii*, because their tissues are important source of protein in the diet of felids and humans. The objective was to determine antibodies to *Toxoplasma gondii* in wild birds from three Federal Conservation Units of the states of Paraíba and Bahia by Modified Agglutination Test (MAT). From December 2011 to October 2013, 222 wild birds of 67 species from 27 families and 12 Orders were captured with mist nets. Blood samples were then collected and the serum was separated by centrifugation. The sera were tested (MAT \geq 1:25) using formalin-fixed whole tachyzoites and 2-mercaptoethanol. Antibodies to *T. gondii* were found in 3 of 222 (1.3%) birds: in 1 of 16 (6.2%) white-lined tanager (*Tachyphonus rufus*, titer 50), in 1 of 5 (20%) gray-fronted dove (*Leptotilla rufaxilla*, titer 50), and in 1 of 1 (100%) ashy-throated casinornis (*Casinornis fuscus*, titer 25). This is the first report of occurrence of antibodies to *T. gondii* in these tree bird species from two Federal Conservation Units.

INDEX TERMS: *Toxoplasma gondii*, toxoplasmosis, wild birds, modified agglutination test.

¹ Recebido em 25 de maio de 2015.

Aceito para publicação em 22 de dezembro de 2015.

² Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Rua Dom Manoel de Medeiros s/n, Dois Irmãos, Recife, PE 52171-900, Brasil. *Autor para correspondência: hellen_mac_vet@hotmail.com

³ Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMA-VE), Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), BR-230 Km 10, Cabedelo, PB 58108-012, Brasil.

⁴ Instituto Brasileiro para Medicina da Conservação - Tríade, Rua Silveira Lobo 32, Cx. Postal 48, Casa Forte, Recife, PE 52061-030.

⁵ Faculdade Max Planck, Rodovia João Cecon 60, Altos da Bela Vista, Indaiatuba, SP 13331-400, Brasil.

⁶ Universidade Paulista (Unip), Av. Comendador Enzo Ferrari 280, Swift, Campinas, SP 13043-900, Brasil.

⁷ Unidade Acadêmica de Vitória, Universidade Federal de Pernambuco (UFPE), Rua Alto do Reservatório s/n, Bela Vista, Vitória de Santo Antão, PE 55608-680, Brasil.

⁸ Animal Parasitic Diseases Laboratory, Animal and Natural Resources Institute, Beltsville Agricultural Research Center, United States Department of Agriculture, Beltsville, Maryland 20705-2350, USA.

RESUMO.- A vigilância e monitoramento de doenças em animais silvestres são imprescindíveis no contexto ambiental e de saúde pública, pois estes animais agem como sentinelas, refletindo alterações ambientais precocemente, o que proporciona maior eficácia no monitoramento ambiental e permite o acesso rápido a informações sobre as condições da área. Neste contexto, as aves são importantes no ciclo biológico do *Toxoplasma gondii* e na epidemiologia da toxoplasmose, principalmente porque seus tecidos representam importantes fontes de proteína na alimentação de felídeos e humanos. Objetivou-se detectar anticorpos anti-*T. gondii*, por meio do teste de aglutinação modificada em aves silvestres de três Unidades de Conservação (UC) Federais dos Estados da Paraíba e Bahia. No período de dezembro de 2011 a outubro de 2013 foram capturadas com redes de neblina 222 aves silvestres pertencentes a 67 espécies, 27 famílias e 12 ordens. Após a captura, foi colhido

sangue de cada animal e separado o soro, que foi submetido ao Teste de Aglutinação Modificada (MAT \geq 1:25) utilizando taquizoítos inativados na formalina e 2-mercaptoetanol. Dentre as 222 amostras analisadas, três (1,3%) foram sororreagentes: 1 de 16 (6,2%) pipira-preta *Tachyphonus rufus* (título 50), 1 de 5 (20%) juriti-gemeadeira *Leptotila rufaxilla* (título 50) e 1 de 1 (100%) caneleiro-enxofre *Casiornis fuscus* (título 25). Este é o primeiro relato da ocorrência de anticorpos anti-*T. gondii* nas referidas espécies de aves silvestres de vida livre nas duas UC Federais estudadas.

TERMOS DE INDEXAÇÃO: *Toxoplasma gondii*, toxoplasmose, aves silvestres, teste de aglutinação modificada.

INTRODUÇÃO

Toxoplasma gondii é um protozoário parasito intracelular obrigatório que possui os felídeos como hospedeiros definitivos e os humanos e animais endotérmicos como hospedeiros intermediários (Dubey 2010). As aves silvestres podem ser bioindicadoras da presença do *T. gondii* numa determinada região, pois o encontro de aves soropositivas sugere que elas tenham ingerido oocistos esporulados no solo, na água ou em alimentos contaminados (Gondim et al. 2010), ou no caso de aves de rapina, ter ingerido taquizoítos ou bradizoítos do *T. gondii* em cistos nos tecidos das presas (Silva 2007). Desta forma, a ocorrência de aves soropositivas para anticorpos anti-*T. gondii* indicariam a presença de hospedeiros definitivos, gatos e outros felídeos silvestres, no ambiente (Silva 2007; Dubey 2010). Apesar da prevalência de anticorpos ser comum em algumas espécies de aves silvestres (Dubey 2002, Dubey 2010), poucos são os estudos na América Latina.

No Brasil os estudos soropidemiológicos da infecção por *T. gondii* em aves silvestres de vida livre também são escassos. As pesquisas foram realizadas na região Sudeste no Estado de São Paulo (Sogorb et al. 1972, Sogorb et al. 1977, Gonçalves et al. 2013) e na região Nordeste no Estado da Bahia (Gondim et al. 2010) e no Estado de Pernambuco, estudos foram realizados no continente (Vilela et al. 2011) e no Arquipélago de Fernando de Noronha (Costa et al. 2012). Em pombos-domésticos (*Columba livia*) sinantrópicos foram realizados levantamentos sorológicos no Estado de São Paulo (Godoi et al. 2010, De Lima et al. 2011). Todas estas pesquisas foram realizadas em áreas próximas de cidades e de granjas de aves domésticas, e a participação das aves silvestres como hospedeiro intermediário de *T. gondii* em Unidades de Conservação ainda é pouco compreendida, o que justificou a realização desta pesquisa. No geral, *T. gondii* não causa sinais clínicos em aves silvestres, sendo comum a infecção. As aves rapinantes são refratárias ao *T. gondii* e a mortalidade em aves silvestres por este agente é rara (Dubey 2010). Desta forma, os estudos epidemiológicos para a pesquisa da infecção por *T. gondii* são realizados por meio da execução de levantamentos sorológicos.

Diante do exposto, objetivou-se determinar a ocorrência de anticorpos anti-*T. gondii*, por meio do teste de aglutinação modificada, em aves silvestres de três Unidades de Conservação (UC) Federais dos Estados da Bahia e Paraíba, de biomas Caatinga e Mata Atlântica, respectivamente.

MATERIAL E MÉTODOS

As Unidades de Conservação utilizadas nesta pesquisa foram: Reserva Biológica Guaribas (REBIO Guaribas), Floresta Nacional da Restinga de Cabedelo (FLONA Restinga de Cabedelo), ambas localizadas no Estado da Paraíba com bioma Mata Atlântica, e a Estação Ecológica Raso da Catarina (ESEC Raso da Catarina), localizada no Estado da Bahia, com bioma Caatinga (Fig.1).

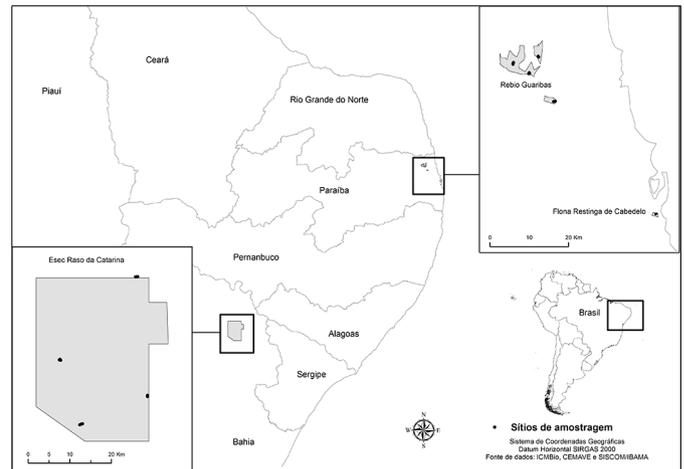


Fig.1. Mapa de localização da Reserva Biológica Guaribas, da Floresta Nacional da Restinga do Cabedelo, Paraíba, e da Estação Ecológica Raso da Catarina, Bahia, Brasil.

A REBIO Guaribas possui uma extensão territorial de 4.028,55 ha e está localizada a aproximadamente 44 km da capital da Paraíba, João Pessoa, Brasil. Esta UC em sua maioria (91,59%) fica situada no município de Mamanguape (06°50' S, 35°07' W) e sua segunda porção (8,41%) localiza-se no município de Rio Tinto (06°48'S, 35° 04'W). Nesta UC já foram registradas 187 espécies de aves (Almeida & Teixeira 2010). A FLONA Restinga de Cabedelo abrange dois municípios da Paraíba (7°0'46''S, 34°50'40''W), João Pessoa e Cabedelo. Sua extensão territorial é de 116,83 hectares e sua classificação é de UC de Uso Sustentável, cuja função primordial é explorar de forma sustentável os recursos naturais e seu objetivo secundário é a proteção da biodiversidade (Brasil 2000). No estuário do rio Paraíba, que abrange a UC foram descritas 89 espécies de aves (Araújo et al. 2006). A ESEC Raso da Catarina situa-se entre os paralelos 9° e 10° S e meridianos 39°20' a 38°45''W, tendo área aproximada de 99.772 ha e é classificada como de Proteção Integral (Brasil 2008). Os estudos avifaunísticos realizados na ESEC e entorno descreveram 230 espécies atualmente válidas (Sick 1997, Lima e Lima, 2003).

O período de colheita das amostras biológicas foi de dezembro de 2011 a outubro de 2013. Na REBIO Guaribas foram feitas 23 expedições, uma por mês com duração de três dias; na FLONA da Restinga de Cabedelo foram feitas cinco expedições com duração de três dias e na ESEC Raso da Catarina foram feitas um total de quatro expedições, com duração de 12 dias cada. Nas três UCs a cada três dias de coleta houve uma mudança das áreas de captura. Para a captura das aves silvestres foram dispostas três linhas com 10 a 15 redes de neblina de 36 mm, 12 m de comprimento e 2,5 m de altura, em cada sítio de amostragem, tentando compreender a maior diversidade de espécies. As redes foram abertas ao nascer do sol e fechadas preferencialmente após completar 5 horas de captura, com revisões para a presença de aves a cada 20 a 30 minutos. Foram realizadas 1.939,08 horas-rede em quatro sítios na REBIO Guaribas; 2.490 horas-rede em quatro sítios na ESEC Raso da Catarina e 408,48 horas-rede em três localidades na FLONA

Restinga de Cabedelo. O manejo das aves foi realizado por anilhadores registrados no Sistema Nacional de Anilhamento (SNA) do Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio). As aves capturadas foram retiradas das redes e colocadas em sacos de pano (30x25 ou 45x35 cm) para o transporte ao acampamento, onde foram anilhadas. Após exame clínico, foram colhidas amostras de sangue a partir da veia ulnar, com volume de no máximo 1% do peso vivo do animal (Harr 2002). A colheita de sangue foi realizada por conveniência não probabilística, e aves com sinais de estresse foram soltas, assim como aquelas capturadas nos horários mais quentes da amostragem.

Ao todo foram colhidas amostras sanguíneas de 222 aves silvestres, de 67 espécies diferentes, pertencentes a 27 famílias e 12 ordens (Pelecaniformes, Accipitriformes, Columbiformes, Cuculiformes, Caprimulgiformes, Apodiformes, Trogoniformes, Coraciiformes, Galbuliformes, Piciformes, Psittaciformes e Passeriformes). Na REBIO Guaribas foram capturadas 50 aves silvestres, na FLONA Restinga de Cabedelo foram capturadas cinco aves silvestres e na ESEC Raso da Catarina foram capturadas 167 aves silvestres. O sangue das aves foi centrifugado em campo após o encerramento das atividades de rede e o soro sanguíneo estocado em microtubo de polipropileno e estocado a -20°C. O soro congelado foi transportado ao laboratório em caixas isotérmicas, onde foram estocados até a realização do exame sorológico.

Os soros sanguíneos foram analisados para a pesquisa de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii*, por meio do Teste de Aglutinação Modificada (MAT \geq 1:25), utilizando taquizoítos inativados em formalina e 2-mercaptoetanol (Dubey & Desmots 1987, Aubert et al. 2010, Alvarado-Esquivel et al. 2011). A diluição dos soros sanguíneos foi feita em microplaca (96 poços), usando solução salina tamponada, pH 7,2 (NaCl 0,146M; NaH₂PO₄ 0,0026M; Na₂HPO₄ 0,008M), filtrada em membrana de policarbonato com 0,22µm de porosidade. Para cada soro examinado foram realizadas três diluições 1:25, 1:50 e 1:500 e m cada microplaca foram utilizados soros controle positivos e negativos. Em seguida, 120µL de antígeno-estoque (taquizoítos inteiros fixados em formalina) foram diluídos em 2,5mL de solução alcalina tamponada, pH 8,95 (NaCl 0,12M; H₃BO₃ 0,05M; NaN₃ 0,03M; albumina sérica bovina para uma solução de uso 0,4%), 35µL de mercaptoetanol 0,2M e 50µL de Azul de Evans 0,2%. Essa mistura foi então homogeneizada e distribuída imediatamente em uma nova microplaca (96 poços) com fundo "U", resultando em 25µL de reagentes por poço. Os soros diluídos foram transferidos para esta microplaca e misturados aos reagentes (v/v). A microplaca foi selada com película de plástico transparente para evitar evaporação e incubada durante a noite em estufa a 37°C (*over night*). A leitura foi realizada no dia seguinte pela manhã e a formação de um botão de contorno definido na base do poço da microplaca foi considerado como resultado negativo; enquanto que a formação de um carpete completo, ou um véu de contorno pouco definido foi considerado como positivo (Desmonds & Remington, 1980).

O projeto foi autorizado pelo ICMBio sob registro no SISBIO números 23405, 36538 e 36299 e aprovado em Conselho de Ética junto a Universidade Federal Rural de Pernambuco sob licença número 040/2013.

RESULTADOS

Dentre as 222 amostras de soros analisadas, três (1,3%) foram sororreagentes, pelo Teste de Aglutinação Modificada para anticorpos anti-*Toxoplasma gondii*, nas espécies: pipira-preta, *Tachyphonus rufus* (título 50, exemplar macho adulto, capturado na ESEC Raso da Catarina), juriti-geme-

deira, *Leptotila rufaxilla* (título 50, exemplar adulto de sexo indeterminado capturado na REBIO Guaribas) e caneleiro-enxofre, *Casiornis fuscus* (título 25), exemplar adulto de sexo indeterminado, capturado na ESEC Raso da Catarina). As aves sororreagentes eram das Ordens Passeriformes e Columbiformes.

DISCUSSÃO

Este é o primeiro relato da ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii*, detectados por meio do Teste de Aglutinação Modificada, em aves silvestres de vida livre das espécies pipira-preta (*Tachyphonus rufus*), juriti-gemeadeira (*Leptotila rufaxilla*) e caneleiro-enxofre (*Casiornis fuscus*) na ESEC Raso da Catarina, Bahia e na REBIO Guaribas, Paraíba. Todas as aves sororreagentes eram adultas e segundo Dubey (2010) os animais com maior idade podem estar mais expostos à infecção pelo *T. gondii*.

T. rufus é considerada uma ave frugívora (Sick 1997) e insetívora (Piratelli & Pereira 2002). Com relação aos seus hábitos, é uma espécie que vive na altura média e baixa de qualquer vegetação arbórea, descendo também ao solo para forragear. Ocorre da Costa Rica à Venezuela, Guianas, Peru, Paraguai e Argentina. No Brasil ocorre ao sul do Amazonas (entre Tapajós e Belém), Nordeste e Brasil central até Minas Gerais, São Paulo e Mato Grosso do Sul (Sick 1997). Pereira & Azevedo Júnior (2011) realizaram estudo comparativo entre duas comunidades de aves silvestres em Pernambuco e confirmaram o hábito insetívoro da espécie *C. fuscus*, sendo encontrada habitando capoeiras e matas altas e a copa das árvores. Ocorre ao sul do baixo Amazonas, do Tapajós ao norte de Mato Grosso (alto Xingu), Goiás (Bananal), Minas Gerais (rio São Francisco) e ao Nordeste (Maranhão e norte da Bahia) (Sick 1997). *L. rufaxilla* é predominantemente frugívora e também insetívora (Piratelli & Pereira 2002), habitando o interior de matas secundárias e primárias, em cerrados de clima quente. Ocorre da Venezuela à Bolívia, Argentina e Uruguai e em grande parte do Brasil (Sick 1997).

Não foi possível detectar a via de transmissão do *T. gondii* para estas três espécies, mas possivelmente eles se infectaram pela ingestão de água ou alimentos contaminados ou pelo contato com o solo contaminado com oocistos de *T. gondii*. A ESEC Raso da Catarina está localizada numa região seca do bioma Caatinga. Por ser uma UC de proteção integral e com acesso difícil, possivelmente não existem gatos domésticos dentro de seus limites. Não existem casas próximas à UC, com exceção de uma casa no limite leste da UC, com criação de animais domésticos. Entretanto, existem registros nesta UC da presença de onça-pintada (*Panthera onca*) e suçuarana (*Puma concolor*) (Nascimento & Campos 2011). Possivelmente, os Passeriformes (*T. rufus* e *C. fuscus*) sororreagentes infectaram-se no solo contaminado, ingerindo água, alimentos ou insetos (vetores mecânicos e hospedeiros paratênicos) com oocistos de *T. gondii*, eliminados por fezes destes felídeos selvagens. Estas duas aves, em algumas ocasiões, costumam forragear no solo e desta forma, podem ter se infectado com o agente. Já a REBIO Guaribas localiza-se na Mata Atlântica próximo a centros urbanos e comunidades tradicionais. Possivelmente a

pomba juriti-gemeadeira (*L. rufaxilla*) pode ter se infectado com oocistos de *T. gondii* eliminados por gatos domésticos que vivem ao redor da UC ou de felídeos selvagens nativos da região. Existe a ocorrência de pequenos felídeos das espécies gato-do-mato-pequeno (*Leopardus tigrinus*) e gato-mourisco (*Puma yagouarundi*) no município de Mamanguape, PB (Feijó & Langguth 2013) e estes animais podem fazer parte do ciclo epidemiológico da toxoplasmose na REBIO e entorno. Outros estudos são necessários para elucidar a cadeia epidemiológica da toxoplasmose nestas duas UCs.

No Brasil são poucos os estudos soropidemiológicos da infecção por *T. gondii* em aves silvestres de vida livre. Na região Nordeste foram realizados quatro levantamentos sorológicos, três no Estado de Pernambuco em 2009, 2011 e 2012 e um no Estado da Bahia em 2009. Em Pernambuco, 0,59% (1/167) dos pardais (*Passer domesticus*) capturados próximos a praças foram soropositivos para anticorpos anti-*T. gondii* pelo teste de HI (título $\geq 1:32$) (Gondim et al. 2010) e na região Agreste 60,3% (91/151) dos pardais procedentes de granjas avícolas foram soropositivos pelo teste de HI (título $\geq 1:16$) (Vilela et al. 2011). No Arquipélago de Fernando de Noronha, 79,7% (157/197) das garças-vaqueiras (*Bubulcus ibis*) foram soropositivas pelo MAT (título $\geq 1:5$) (Costa et al. 2012). Na Bahia, 126 pardais foram capturados nas cidades de Serrinha, Mata de São João e Conceição de Feira, sendo encontrados anticorpos anti-*T. gondii* em 2 (1,58%) aves (Gondim et al. 2010).

Na região Sudeste foram realizados três estudos soropidemiológicos todos realizados no Estado de São Paulo nos anos de 1972, 1977 e 2013. Na primeira e segunda pesquisa, 65 aves silvestres das espécies juriti (*Leptotila verreauxi*), rolinha-de-asa-canela (*Columbina minuta*), tiê (*Habia rubica*), uru (*Odontophorus capueira*), gralha (*Cyanocorax chrysops*), pardal (*Passer domesticus*), pintassilgo (*Spinus megallanicus*), sanhaçu (*Thraupis sayaca*), tico-tico (*Zonotrichia cappensis*) e pássaro-preto (*Scaphidurus ater*) foram soronegativos para anticorpos anti-*T. gondii* utilizando-se a Reação de Sabin e Feldman (título $\geq 1:2$) (Sogorb et al. 1972, Sogorb et al. 1977). Já na terceira pesquisa, anticorpos anti-*T. gondii* foram detectados pelo MAT (título $\geq 1:16$) em 12 (15,2%) das 79 aves silvestres das espécies gavião-carijó (*Rupornis magnirostris*), chimango (*Mivalgo chimango*), papagaio-verdadeiro (*Amazona aestiva*) e suindara (*Tyto furcata*) (Gonçalves et al. 2013).

No Estado de São Paulo também foram realizados levantamentos sorológicos em outras aves sinantrópicas no estudo feito por Godoi et al. (2010) examinando populações de pombos-domésticos (*Columba livia*), sendo encontrados 0% (0/126) de soropositivos para anticorpos anti-*T. gondii* pelo MAT (título 1:5) nas cidades de São Paulo, Ibiúna e Sorocaba e em 5% (12/238) de soropositivos pelo MAT (título 1:8) nas cidade de São Paulo (De Lima et al. 2011).

Em geral, as aves são suscetíveis à infecção por *T. gondii* e no Brasil, diversas pesquisas foram realizadas com galos e galinhas de subsistência com intuito de realizar a caracterização molecular deste parasita (Dubey et al. 2008, Dubey 2010, Dubey et al. 2012). Nas aves silvestres, a infecção por *T. gondii* é geralmente subclínica, embora tendo sido identi-

ficados casos clínicos severos em pombos e canários. Além disso, pelo bioensaio em camundongos, foram isolados *T. gondii* viáveis de aves silvestres sem sinais clínicos de toxoplasmose (Dubey 2002).

Nestas três UCs não existem pesquisas sobre a ocorrência de patógenos, nem investigações sorológicas da infecção por *T. gondii* em aves silvestres. Desta forma, a realização deste estudo foi importante para a saúde pública, pois a toxoplasmose é uma zoonose negligenciada com ampla distribuição e o conhecimento desses dados podem delinear estudos mais específicos acerca da cadeia epidemiológica da toxoplasmose. Além disso, as aves silvestres podem ser bioindicadoras da presença de *T. gondii* numa determinada região, pois o encontro de aves soropositivas sugere que elas tenham ingerido oocistos esporulados no solo, na água ou em alimentos contaminados e assim, indicariam a presença de hospedeiros definitivos (gatos e outros felídeos silvestres) nestas UCs.

Agradecimentos.- Ao Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE) do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) pelo apoio logístico de campo e ao Murilo Arantes pela elaboração do mapa; ao Prof. Dr. Rinaldo Aparecido Mo-ta pela colaboração à equipe e aos estagiários; à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal Nível Superior (CAPES); ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo financiamento do projeto (Edital Universal). JCRS recebe a bolsa de produtividade do CNPq.

REFERÊNCIAS

- Almeida A.C.C. & Teixeira D.M. 2010. Aves da Reserva Biológica Guaribas, Mamanguape, Paraíba, Brasil. *Revta Nordest. Biol.* 19:3-14.
- Alvarado-Esquivel C., Rajendran C., Ferreira L.R., Kwok O.C.H., Choudhary S., Alvarado-Esquivel D., Rodriguez-Peña S., Villena I. & Dubey J.P. 2011. Prevalence of *Toxoplasma gondii* infection in wild birds in Durango, Mexico. *J. Parasitol.* 97: 809-812.
- Araújo H.F.P., Rodrigues R.C. & Nishida A.K. 2006. Composição da avifauna em complexos estuarinos no estado da Paraíba, Brasil. *Revta Bras. Ornitol.* 14:249-259.
- Aubert D., Ajzenberg D., Richomme C., Gilot-Fromont E., Terrier M.E., Gevigney C., Game Y., Maillard D., Gibert P., Dardé M.L. & Villena I. 2010. Molecular and biological characteristics of *Toxoplasma gondii* isolates from wildlife in France. *Vet. Parasitol.* 171:346-349.
- Brasil 2000. Estabelece Critérios e Normas para a Criação, Implantação e Gestão das Unidades de Conservação. Lei no. 9985 de 18 de Julho de 2000. Casa Civil, Presidência da República, Brasília, DF.
- Brasil 2008. Plano de Manejo: Estação Ecológica Raso da Catarina. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis, Ministério do Meio Ambiente, Brasília, DF. 126p.
- Costa D.G.C., Marvulo M.F.V., Silva J.S.A., Santana S.C., Magalhães F.J.R., Lima Filho C.D.F., Ribeiro V.O., Alves L.C., Mota R.A., Dubey J.P. & Silva J.C.R. 2012. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in domestic and wild animals from the Fernando de Noronha, Brazil. *J. Parasit.* 98:679-680.
- De Lima V.Y., Langoni H., Silva A.V., Pezerico S.B., Castro A.P.B., Silva R.C. & Araujo J.P. 2011. *Chlamydia psittaci* and *Toxoplasma gondii* infection in pigeons (*Columba livia*) from São Paulo State, Brazil. *Vet. Parasitol.* 175:9-14.
- Desmonds G. & Remington J.S. 1980. Direct agglutination test for diagnosis of *Toxoplasma gondii* infection: method for increasing sensitivity and specificity. *J. Clin. Microbiol.* 11:562-568.
- Dubey J.P. 2002. A review of toxoplasmosis in wild birds. *Vet. Parasit.* 106:121-153.
- Dubey J.P. 2010. *Toxoplasmosis of Animals and Humans*. 2nd ed. CRC Press, Beltsville. 313p.

- Dubey J.P. & Desmonts G.D. 1987. Serological responses of equids fed *Toxoplasma gondii* oocysts. *Equine Vet. J.* 19:337-339.
- Dubey J.P., Velmurugan G.V., Chockalingam A., Pena H.F.J., Oliveira L.N., Leifer C.A., Gennari S.M., Oliveira L.M.G.B. & Su C. 2008. Genetic diversity of *Toxoplasma gondii* isolates from chickens from Brazil. *Vet. Parasitol.* 157:299-305.
- Dubey J.P., Lago E.G., Gennari S.M., Su C. & Jones J.L. 2012. Toxoplasmosis in humans and animals in Brazil: high prevalence, high burden of disease, and epidemiology. *Parasitology* 139: 1375-1424.
- Godoi F.S.L., Nishi S.M., Pena H.F.J. & Gennari S.M. 2010. *Toxoplasma gondii*: diagnosis of experimental and natural infection in pigeons (*Columba livia*) by serological, biological and molecular techniques. *Revta Bras. Parasitol. Vet.* 19:238-243.
- Gonçalves G.A.M., Almeida S.M., Camossi L.G., Langoni H. & Andreatti Filho R. 2013. Avaliação sorológica de *Parainfluenzavirus* Tipo 1, *Salmonella* spp., *Mycoplasma* spp. e *Toxoplasma gondii* em aves silvestres. *Ciênc. Anim. Bras.* 14:473-480.
- Gondim L.S.Q., Abe-Sandes K., Uzêda R.S., Silva M.S.A., Santos S.L., Mota R.A., Vilela S.M.O. & Gondim L.F.P. 2010. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in sparrows (*Passer domesticus*) in the Northeast of Brazil. *Vet. Parasitol.* 168:121-124.
- Feijó A. & Langguth A. 2013. Mamíferos de médio e grande porte do Nordeste do Brasil: distribuição e taxonomia, com descrição de novas espécies. *Revta Nordest. Biol.* 22:3-225.
- Harr K.E. 2002. Clinical chemistry of companion avian species: a review. *Vet. Clin. Pathol.* 31:140-151.
- Lima P.C., Santos S.S. & Lima R.C.F.R. 2003. Levantamento e anilhamento da ornitofauna na pátria da arara-azul-de-lear (*Anodorhynchus leari* Bonaparte, 1856): um complemento ao levantamento realizado por Sick H., Gonzaga E.D. & Teixeira M. 1987. *Atual. Ornitol.* 112:11-21.
- Nascimento J.L. & Campos I.B. 2011. Atlas da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção em Unidades de Conservação Federais. 276p.
- Pereira G.A. & Azevedo Júnior S.M. 2011. Estudo comparativo entre as comunidades de aves de dois fragmentos florestais de caatinga em Pernambuco, Brasil. *Revta Bras. Ornitol.* 19:22-31.
- Piratelli A. & Pereira M.R. 2002. Dieta de aves na região leste de Mato Grosso do Sul, Brasil. *Ararajuba* 10:131-139.
- Sick H. 1997. *Ornitologia Brasileira: uma introdução*. Nova Fronteira, Rio de Janeiro. 912p.
- Silva J.C.R. 2007. Toxoplasmose, p.768-784. In: Cubas Z.S., Silva J.C.R. & Catão-Dias J.L. (Eds), *Tratado de Animais Selvagens: medicina veterinária*. Roca, São Paulo.
- Sogorb F.S., Jamra L.F., Guimarães E.C. & Deane M.P. 1972. Toxoplasmose espontânea em animais domésticos e silvestres, em São Paulo. *Revta Inst. Med. Trop. São Paulo* 14:314-320.
- Sogorb F.S., Jamra L.F. & Guimarães E.C. 1977. Toxoplasmose em animais de São Paulo, Brasil. *Revta Inst. Med. Trop. São Paulo* 19:191-194.
- Vilela S.M.O., Silva J.S.A., Pinheiro Júnior J.W., Moraes E.P.B.X., Saukas T.N., Gondim L.F.P. & Mota R.A. 2011. Sparrows (*Passer domesticus* L.) as intermediary hosts of *Toxoplasma gondii* in poultry farms from the "agreste" region of Pernambuco, Brazil. *Pesq. Vet. Bras.* 31:169-172.