



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO**  
**DEPARTAMENTO BIOLOGIA**  
**BACHARELADO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS**

**ANA CLAUDIA DA SILVA SANTIAGO**

**INFECÇÃO POR *LEPTOSPIRA* SPP. EM CAPIVARAS  
(*HYDROCHOERUS HYDROCHAERIS* LINNAEUS, 1766) DE VIDA  
LIVRE EM PERNAMBUCO**

**RECIFE**

**2019**

**ANA CLAUDIA DA SILVA SANTIAGO**

**INFECÇÃO POR *LEPTOSPIRA* SPP. EM CAPIVARAS  
(*HYDROCHOERUS HYDROCHAERIS* LINNAEUS, 1766) DE VIDA  
LIVRE EM PERNAMBUCO**

Monografia apresentada ao Curso de  
Bacharelado em Ciências Biológicas da  
Universidade Federal Rural de  
Pernambuco, para obtenção do título de  
Bacharel em Ciências Biológicas.

Orientadora: Prof.<sup>a</sup> Dra. Jaqueline Bianque de Oliveira

**RECIFE – PE**

**2019**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)  
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE  
Biblioteca Central, Recife-PE, Brasil

S235i Santiago, Claudia da Silva  
Infecção por *Leptospira* spp. em capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766) de vida livre em Pernambuco / Ana Claudia da Silva Santiago. – 2019.  
55 f. : il.

Orientador: Jaqueline Bianque de Oliveira.

Coorientadora: Silvia Gabriela Nunes.

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Ciências Biológicas) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Biologia, Recife, BR-PE, 2019.

Inclui referências e apêndice(s).

1. Roedores 2. Leptospirose em animais 3. Sorologia  
4. Epidemiologia 5. Microbiologia veterinária I. Oliveira, Jaqueline Bianque de, orient. II. Nunes, Silvia Gabriela, coorient. III. Título

CDD 574

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO**  
**DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA**  
**BACHARELADO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS**

**INFECÇÃO POR *LEPTOSPIRA* SPP. EM CAPIVARAS  
(*HYDROCHOERUS HYDROCHAERIS* LINNAEUS, 1766) DE VIDA  
LIVRE EM PERNAMBUCO**

**ANA CLAUDIA DA SILVA SANTIAGO**

Data de apresentação: 21 de janeiro de 2019

Nota: \_\_\_\_\_

Orientadora: \_\_\_\_\_

Prof.<sup>a</sup> Dra. Jaqueline Bianque de Oliveira

Examinador (a): \_\_\_\_\_

Titular: Prof.<sup>a</sup> Dra Maria Adélia Borstelmann de Oliveira

Examinador (a): \_\_\_\_\_

Titular: Prof.<sup>o</sup> Dr. José Vitor Moreira Lima Filho

Examinador (a): \_\_\_\_\_

Suplente: Msc. Dênisson da Silva e Souza

**RECIFE – PE**

**2019**

Dedico este trabalho aos meus pais, que deram o melhor de si para que eu estivesse no lugar que estou hoje.

## AGRADECIMENTOS

A Deus, pela oportunidade de viver toda essa experiência.

A Painho e Mainha, por me acompanhar em todos os meus passos, pelo apoio e por todos os ensinamentos que me fez ser a pessoa que sou hoje. Sem vocês nada disso teria acontecido. Tenho muita sorte de ter tido vocês como meus pais, amo muito vocês!

A meu irmão Pepi, pelas ajudas de informática e afins que pedi ao longo de toda a graduação. Você é o melhor irmão que eu poderia ter, saiba que estarei ao seu lado pra tudo.

A Vovó Ana, que sempre se orgulhou e torceu por mim, obrigada por todos os conselhos, guardo todos no meu coração e levo pra todos os lugares que vou. A tia Hozana, por ter me abrigado nessa reta final da graduação, a senhora é incrível e muito especial pra mim!

A Matheus, por ser a melhor pessoa desse mundo e ainda ser o meu namorado, obrigada por aguentar todos os meus momentos de estresse e por me proporcionar tantas felicidades. A minha vida ficou muito mais bonita depois que você chegou. Te amo.

Ao Professor José Vitor, por toda a contribuição em minha vida acadêmica e na construção deste trabalho.

A Professora Jaqueline, pela confiança, colaboração e por me ser minha orientadora.

A todos os meus professores da graduação, que foram sempre atenciosos e cuidadosos comigo e que de certa forma contribuíram para a profissional que irei me tornar.

Aos que realizaram a coleta das Capybaras, Denisson, Silvia e Cristina. E aos amigos que com LAPAR tive a oportunidade de conhecer, Duda, Luís, Ana Paula, Sofi, Allyson e a todos os outros.

A Raizza, de Patos-Pb do Laboratório de Biologia Molecular do Semiárido, por nos receber e por nos ajudar no processamento das amostras.

As minhas amigas de escola, Emily, Melissa, Marinara, Maysa, Ster e ao meu homenzinho Bob, por todas as risadas e momentos de descontração que tivemos e por todo o companheirismo que, mesmo com a correria do dia-a-dia, nunca deixamos de estar presente uma para outra. Eu amo muito vocês!

As minhas amigas do curso, Allana, Gabi e Yasmin, por ter vivido e construído os melhores momentos da graduação e da vida, obrigada por todas as risadas, todos os estudos desesperados e cheio de conversas paralelas mas que sempre deram muito certo na prova, por todas as saídas pra descontração. Nós nos ajudamos e nos tornamos as melhores alunas daquela Rural hahahaha vocês são demais e eu amo muito!

Aos amigos que a Rural me proporcionou, Gus Henrique, Igor, Karina, Carol, Emerson, obrigada por toda a convivência e compartilhamento de experiências. Eu vou sentir muita saudade de tudo isso!

A todos que, mesmo não citados, por falha de memória, fizeram parte dos desafios e das conquistas alcançadas durante essa caminhada. MUITÍSSIMO OBRIGADA.

## RESUMO

As capivaras são roedores herbívoros de hábito semiaquático, distribuídos por todo território brasileiro, habitando preferencialmente áreas que tenham corpos d'água cercados por vegetação arbustiva ou aquática para alimentação e abrigo. As capivaras são hospedeiros de uma ampla variedade de patógenos de importância para a saúde pública, entre eles as bactérias do gênero *Leptospira*. No entanto, na região nordeste não existe pesquisas sobre os patógenos destes animais. Objetivou-se com este estudo determinar as variantes sorológicas de *Leptospira* spp. circulantes em três populações de capivaras em vida livre no Recife, em São Lourenço da Mata e em Chã Grande. Utilizou-se para isto, a técnica de Soroaglutinação Microscópica (SAM), empregando-se como antígenos 22 sorovares patogênicos e dois saprófitos. O ponto de corte utilizado foi 1:100. Das 21 capivaras estudadas, foram detectados anticorpos anti-*Leptospira* em 13 (61,9%). A prevalência de anticorpos anti-*Leptospira interrogans* sorovar Icterohaemorrhagiae e anti-*L. borgpetersenii* sorovar Tarassovi foi 57,1% (12/21) e 4,8% (1/21), respectivamente. Este estudo foi pioneiro no diagnóstico de anticorpos anti-*Leptospira* em capivaras na região nordeste do Brasil e as informações obtidas contribuirão para a compreensão do papel desta espécie na epidemiologia da leptospirose animal e humana no estado de Pernambuco.

**Palavras-chave:** roedores, Leptospirose, soroaglutinação microscópica, sorologia, epidemiologia, conservação.



## ABSTRACT

Capybaras are herbivorous rodents of semiaquial habit, distributed throughout Brazilian territory, preferably inhabiting areas that have bodies of water surrounded by shrub or aquatic vegetation for food and shelter. Capybaras are hosts of a wide variety of pathogens of public health importance, including bacteria of the genus *Leptospira*. However, in the northeast region there is no research on the pathogens of these animals. The objective of this study was to determine the serological variants of *Leptospira* spp. circulating in three free - living capybara populations in the municipalities of Recife, São Lourenço da Mata and Chã Grande. For this purpose, the Microscopic Seroagglutination (SAM) technique was used, using 22 pathogenic serovars and two saprophytes. The cut-off point used was 1: 100. Of the 21 capybara studied, anti-*Leptospira* antibodies were detected in 13 (61.9%). The prevalence of antibodies anti-*Leptospira interrogans* serovar Icterohaemorrhagiae and anti-*L borgpetersenii* serovar Tarassovi was 57.1% (12/21) and 4.8% (1/21), respectively. This study was pioneer in the detection of anti-*Leptospira* antibodies in capybaras in the northeastern region of Brazil. The information obtained will contribute to the understanding of the role of this species in the epidemiology of animal and human leptospirosis in the state of Pernambuco.

**Key words:** rodents, Leptospirosis, microscopic seroagglutination, serology, epidemiology, conservation.

## LISTA DE TABELAS

<b>TABELA 1.</b> Detecção de anticorpos anti- <i>Leptospira</i> spp. em capivaras de vida livre em Pernambuco.....	<b>35</b>
--	-----------

## **LISTA DE FIGURAS**

<b>FIGURA 1.</b> Quantidade de animais observados por área.....	<b>33</b>
<b>FIGURA 2.</b> Quantidade de animais capturados.....	<b>33</b>
<b>FIGURA 3.</b> Relação quanto ao sexo dos animais capturados.....	<b>34</b>
<b>FIGURA 4.</b> Relação quando a faixa etária dos animais capturados.....	<b>34</b>

## **SUMÁRIO**

<b>1 INTRODUÇÃO.....</b>	<b>12</b>
<b>2 REVISÃO DE LITERATURA.....</b>	<b>14</b>
2.1 A CAPIVARA <i>HYDROCHOERUS HYDROCHAERIS</i> .....	14
2.2 <i>LEPTOSPIRA</i> SPP.....	17
2.2.1 Leptospirose.....	19
2.2.2 Diagnóstico.....	23
2.2.3 Controle.....	24
2.3 CAPIVARA E <i>LEPTOSPIRA</i> SPP.....	24
<b>3 OBJETIVOS.....</b>	<b>27</b>
3.1 OBJETIVO GERAL.....	27
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	27
<b>4 MATERIAL E MÉTODOS.....</b>	<b>22</b>
4.1 ÁREA DE ESTUDO.....	28
4.2 CAPTURA E COLETA DAS AMOSTRAS.....	30
4.3 DIAGNÓSTICO SOROLÓGICO DE <i>LEPTOSPIRA</i> SPP. ....	30
<b>5 RESULTADO.....</b>	<b>28</b>
<b>6 DISCUSSÃO.....</b>	<b>35</b>
<b>7 CONCLUSÕES.....</b>	<b>39</b>
<b>8 REFERÊNCIAS.....</b>	<b>40</b>

## 1. INTRODUÇÃO

A leptospirose é uma doença que tem ampla distribuição geográfica, afetando o homem e uma grande variedade de animais domésticos e silvestres. É, portanto, considerada como um problema de saúde Única, determinando perdas econômicas, principalmente em países em desenvolvimento como o Brasil. Sua ocorrência está relacionada às condições precárias de infraestrutura sanitária e alta infestação de roedores, considerados reservatórios naturais de bactérias do gênero *Leptospira* (SHIMABUKURO, 2006).

As espécies de *Leptospira* são classificadas em sorogrupos compostos por mais de 260 sorovares, tomando como base as características antigênicas observadas em testes de aglutinação. A sorotipagem tem sido reconhecida como uma ferramenta essencial nas investigações clínicas e epidemiológicas e pode indicar o envolvimento dos reservatórios na cadeia epidemiológica de transmissão da doença (KO et al., 2009; WORLD HEALTH ORGANIZATION, 2011).

Um grande número de espécies de mamíferos pode ser considerado na transmissão e manutenção da leptospirose, principalmente roedores, morcegos e marsupiais (BUNNELL et al., 2000). O habitat do agente etiológico inclui: água parada, solo úmido, matéria orgânica em decomposição, plantas, animais e o homem (GOMES, 2013). As inundações permitem a disseminação e a persistência da bactéria causal no ambiente, facilitando a ocorrência de surtos (BRASIL, 2005).

No Brasil, a leptospirose ocorre em todo o território nacional durante todos os meses do ano. Entretanto, nos anos que ocorre aumento nas médias de precipitação pluviométrica, há uma elevação nos casos da doença, uma vez que a veiculação do agente etiológico através da água aumenta em áreas inundadas (IPCC, 2007; BRASIL, 2014). O desequilíbrio do ecossistema pode colaborar para a manutenção do ciclo reprodutivo do agente infeccioso. As áreas urbanas como capitais e regiões metropolitanas, por exemplo, possuem uma pré-disposição epidemiológica mais grave, devido à presença de aglomerações populacionais principalmente com condições econômicas, estruturais e sanitárias precárias, vivendo à beira de córregos e em proximidade a locais que são propícios ao aparecimento da doença, devido a infestações de roedores (BRASIL, 2014)

Para o entendimento do contexto da ecologia da Leptospirose é necessário fazer uso da abordagem interdisciplinar da Saúde Única, que envolve a complexa relação entre o agente etiológico com os hospedeiros-reservatórios (animais), o homem e o ambiente (RODRIGUES, 2015). Esta abordagem visa minimizar o risco à saúde na interface humano-animal-ecossistema.

A investigação de doenças que acometem animais silvestres se faz necessária tanto para o manejo adequado da fauna silvestre quanto para a promoção da Saúde Única (FONZAR, 2010). A soroepidemiologia em animais silvestres pode constituir-se numa importante ferramenta para o estabelecimento de uma efetiva vigilância epidemiológica para monitorar doenças de interesse em saúde animal e saúde pública. Embora a prevenção da leptospirose seja difícil, a vigilância pode estabelecer a extensão do risco e as possíveis fontes de infecção (BRASIL, 2004).

A partir da abordagem da Saúde Única, foram determinadas as variantes sorológicas de *Leptospira* spp. circulantes em populações de capivaras em vida livre no Recife, em São Lourenço da Mata e em Chã Grande. Os resultados deste estudo contribuirão para uma melhor compreensão da epidemiologia da doença no estado de Pernambuco, auxiliando na elaboração de programas de controle que considerem o papel das capivaras e sua interação com animais domésticos e humanos nas áreas de estudo.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 A capivara *Hydrochoerus hydrochaeris*

A capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*, Linnaeus 1766) é um mamífero da ordem Rodentia que pertence à família Caviidae. Pela sua morfologia e hábito de vida semiaquático, foi chamada pelos primeiros colonizadores como “porco d’água”, assim teve também o significado seu nome científico: Hydro = água e choerus = porco. O nome popular “capivara” é de origem tupi-guarani: caapi, capim, e uaára, comer, o que significa comedor de capim (CARVALHO, 1969).

O tamanho e massa corporal aumentam de acordo com o aumento da latitude (MONES & OJASTI, 1986). A espécie encontra-se distribuída em toda a América do Sul, exceto no Chile (OJASTI, 1973), não habitando áreas de grandes altitudes (MACDONALD, 1981; ALHO, 1982; TOMAZZONI, 2003; GARCIAS & BAGER, 2009). No Brasil, há registro da espécie em todas as regiões do país (CHEREM, 2018).

Este mamífero ocorre nos mais variáveis ambientes, como matas ciliares, savanas e manguezais (MONES & OJASTI, 1986), inclusive em áreas com elevado grau de interferência antrópica (FERRAZ et al., 2001). Habita preferencialmente áreas que tenham corpos d’água e esse é um fator de distribuição da espécie (HERRERA & MACDONALD, 1989) os quais são utilizados para termorregulação. Tais áreas são cercadas por vegetação arbustiva ou aquática que fazem parte da sua alimentação, terrenos amplos e secos para o repouso, locais para o forrageio, parição das crias e abrigo contra predadores (OJASTI, 1973; OJASTI & SOSA BURGOS, 1985).

Externamente, a distinção do sexo ocorre com base na presença de uma glândula supranasal nos machos (AZARA, 1802). Atingem sua maturidade sexual, com aproximadamente 30 a 40 kg de massa corporal e com aproximadamente 1 ano e meio de idade, dependendo da estação em que nasceu e da qualidade do ambiente (OJASTI, 1973). Esses animais tem a capacidade de procriar o ano todo, mas suas chances de acasalamento aumentam nitidamente no início da estação chuvosa (OJASTI, 1968) que, na região Nordeste do país, compreende ao período de março a junho (APAC, 2018).

A atividade copulatória ocorre majoritariamente na água, para facilitar os movimentos dos indivíduos devido à diminuição de peso durante a monta (OJASTI,

1973; AZCARATE, 1980; HERRERA & MACDONALD, 1993; LORD, 1994). O período de gestação varia entre 119 a 125 dias e costuma ocorrer uma ninhada por ano (OJASTI, 1973; ALHO, 1989), mas as fêmeas podem procriar duas vezes no ano, se o ambiente estiver favorável (OJASTI, 1973). Os filhotes podem se alimentar de vegetação em poucos dias ou horas após o seu nascimento (OJASTI, 1973).

As capivaras possuem hábitos sociáveis e podem formar grupos fechados com 5 a 15 adultos (HERRERA & MACDONALD, 1987) ou se organizam em grupos que podem chegar a ter mais de cem indivíduos (GARCIAS, 2009), sendo mais comum grupos menores. O grupo é formado por um macho dominante (macho  $\alpha$ ), fêmeas adultas, machos submissos (machos  $\beta$ ) e filhotes (OJASTI, 1973; HERRERA, 1986). A área de vida de um grupo é pouco ou não sobreposta à área de vida de um outro grupo. Por serem territorialistas, os membros de um grupo rejeitam intrusos e podem praticar infanticídio quando ocorrem encontros entre eles (NOGUEIRA et al., 1999).

Há uma hierarquia social na estrutura dos grupos, onde um macho considerado dominante detém um número variado de fêmeas, filhotes e machos subalternos, justamente por causa disso há uma predominância de fêmeas nos grupos (HERRERA, 2011). Após atingirem a puberdade, os machos  $\beta$  são rapidamente expulsos do grupo e tornam-se animais satélites, formando grupos de machos celibatários (machos  $\gamma$ ), que raramente terão acesso às fêmeas (ALHO, 1987).

O padrão de utilização do habitat varia sazonalmente (ALHO, 1987), acompanhando a disponibilidade de água, pastos e terras secas (HERRERA & MACDONALD, 1989). A área de vida de capivaras contém todos os tipos de habitat e recursos necessários à espécie sendo estável quanto à sua localização e configuração. O recurso água sempre se configura ao entorno da sua localização da área de vida do animal e esse constitui o principal recurso para a sobrevivência e manutenção da espécie, constituindo um fator preponderante na formação e manutenção dos grupos sociais (HERRERA, 1986; HERRERA & MACDONALD, 1989).

Embora sejam animais normalmente diurnos, com pico de atividades nos períodos vespertino e crepuscular, as capivaras podem tornar-se ativas somente à noite, caso habitem áreas muito urbanizadas (EMMONS, 1990).



Uma vez que são os maiores roedores herbívoros, consomem preferencialmente gramíneas. Investem bastante tempo na seleção do alimento e na digestão, visto que gramíneas possuem alta concentração de sílica (MONES & OJASTI, 1986; SHIPLEY, 1999). Como parte da estratégia digestiva também realizam coprofagia (BORGES et al., 1996) e possuem microrganismos no trato digestório que auxiliam na digestão da maior parte do conteúdo vegetal (MENDES et al., 2000). Contudo, são generalistas, podendo apresentar grande plasticidade alimentar, adaptando-se facilmente a outros itens, como milho, cana-de-açúcar, arroz, feijão, soja e outros, o que facilita a sua ocorrência em áreas antropizadas, principalmente agrossistemas (OJASTI, 1973; FERRAZ, 2003). Devido a isso e, muito possivelmente, ao desaparecimento em larga escala de seus predadores naturais, a capivara tem sido colocada como espécie problema em várias regiões do Brasil.

Em virtude dos danos causados pela superpopulação desses animais, são responsáveis por danos a culturas agrícolas, em cidades dos estados de São Paulo, Minas Gerais, Espírito Santo, Santa Catarina, Curitiba e também na província de Corrientes na Argentina (FERRAZ, 2003; OJASTI, 1991; MEDEIROS et al., 2011; TONETTI, 2017; PAJUABA NETO, 2017). Em Pernambuco, com frequência, grupos de capivaras têm sido avistados por moradores em áreas urbanas de várias cidades (GLOBO, 2019; PORAQUI, 2019).

Há participação das capivaras no ciclo de outros patógenos, como *Toxoplasma gondii* (ABREU et al., 2016), *Trypanosoma* sp. (DA SILVA et al., 2016), além de *Rickettsia* spp., agente etiológico da Febre Maculosa Brasileira, transmitida por carrapatos do complexo *Amblyomma cajennense* (*Amblyomma cajennense* s.s. e *A. sculptum*) (CAVALCANTI, 2003). A presença de *Leptospira* spp. nesses animais tem sido descrita em várias regiões do Brasil, baseado na evidência sorológica (SILVA et al., 2009; DI-CHIACCHIO et al., 2014; LANGONI et al., 2016).

Em virtude dos fatores supramencionados, a espécie vem sendo frequente objeto de manejo no Brasil (NEO & MELO, 2012; PEREIRA & ESTON, 2007; QUEIROGAS, 2010; SILVA et al., 2013), sendo também considerada como uma alternativa econômica viável em outras regiões de sua distribuição (VELASCO et al., 2008; MOREIRA, 2013). Não obstante, é importante entender a função desse roedor na

rede trófica, tanto como herbívoros, quanto como presas, para tal, planos de monitoramento e conservação são requeridos.

## 2.2 *Leptospira* spp.

*Leptospira* spp. são bactérias patogênicas, pertencentes à ordem Spirochaetales, família Leptospiraceae, gênero *Leptospira* (FARR, 1995). Schüffner, em 1938, foi o primeiro a relatar a possível adaptação destas bactérias aos animais. Essa teoria tem sido reforçada por vários autores (RATNAM, 1994; SILVA et al., 1995; SHANG et al., 1996).

Medindo cerca de 0,25 µm de diâmetro por 6-25µm de comprimento, essas bactérias possuem alta motilidade que lhe é conferida pela presença de dois flagelos inseridos em cada polo da célula (BHARTI et al. 2003). São parasitas aeróbios obrigatórios, na forma de espiroqueta e helicoidal, apresenta crescimento ótimo em temperatura de 28-30°C e pH 6,8-7,4, são sensíveis ao ressecamento e à acidificação do meio e de fácil visualização em microscopia de campo escuro (ADLER & LA PEÑA MOCTEZUMA, 2010). Na água ou terrenos úmidos, sob condições favoráveis de temperatura, umidade, pH neutro ou levemente alcalino, podem permanecer viáveis por até 180 dias (FAINE, 1994; PRESCOTT & ZUERNER, 1993).

Segundo a classificação taxonômica clássica, com base em sorogrupos e sorovares e na patogenicidade, as leptospiros podem ser divididas em dois grandes grupos: patogênicas e saprófitas. As espécies saprófitas de vida livre são *L. biflexa*, *L. wolbachii* e *L. hollandi*, espécies que apresentam 38 sorovares agrupados em seis sorogrupos e são encontradas principalmente em água doce, sendo raros os registros de infecção no homem e animais (KMETY & DIKKEN, 1993). As espécies patogênicas, que podem infectar o homem e os animais são *Leptospira interrogans*, *L. borgpetersenii*, *L. inadai*, *L. kirschneri*, *L. noguchii*, *L. weillii* e *L. santarosai*, as quais apresentam mais de 200 sorovares, agrupados em 23 sorogrupos (ACHA & SZYFRES, 1986; FAINE, 1982).

Em 2007, a taxonomia da *Leptospira* foi reformulada, ficando dividida em 13 espécies patogênicas (*L. alexanderi*, *L. alstonii*, *L. borgpetersenii*, *L. inadai*, *L. interrogans*, *L. fainei*, *L. kirschneri*, *L. licerasiae*, *L. noguchi*, *L. santarosai*, *L.*

*terpstrae*, *L. wiellie* *L. wolffii*) com mais de 260 sorovares e seis espécies saprofíticas (*L. biflexa*, *L. meyeri*, *L. yanagawae*, *L. kmetyi*, *L. vanthielii* e *L. wolbachii*) (ADLER & LA PEÑA MOCTEZUMA, 2010; VIJAYACHARI et al., 2008; OIE, 2009).

A classificação dos sorovares de *Leptospira* é baseada na diversidade de estrutura dos antígenos externos localizados na membrana bacteriana, o lipopolissacarídeo (LPS), que possui função protetiva (FAINE, 1994; CINCO, 1992). Além disso, o LPS induz a produção de aglutinas, opsoninas e anticorpos de proteção em roedores (JOST et al., 1986; FARRELLY et al., 1987).

O genoma de *Leptospira* spp. é composto por dois cromossomos circulares, cromossomo I com aproximadamente 4 Mb e o cromossomo II com 300 kb, e apresenta um conteúdo de Guanina e Citosina de 35% a 41% (REN et al, 2003; NASCIMENTO et al, 2004). A função de aproximadamente 59% dos genes é desconhecida, sugerindo mecanismos patogênicos específicos do gênero *Leptospira* (BULACH et al, 2006; PICARDEAU et al, 2008; KO et al., 2009).

A virulência é determinada pelas proteínas do tipo Lig (*leptospira immunoglobulin-like*) que foram identificadas em espécies patogênicas. Estas proteínas apresentam repetições de domínios Big (*bacteria immunoglobulin-like*) que foram previamente caracterizadas como fatores de virulência de diferentes bactérias (HAMBURGER, 1999; LUO et al., 2000). Existem três proteínas do tipo Lig identificadas: LigA e LigB são genes/proteínas identificados em diversas espécies patogênicas e a LigC foi caracterizada como um pseudogene (MATSUNAGA et al, 2003; MCBRIDE et al, 2009; CERQUEIRA et al, 2009).

A infecção por *Leptospira* é comum no ambiente silvestre. Praticamente todas as espécies de mamíferos são susceptíveis e capazes de manter o microorganismo em seus tecidos, havendo evidências de que os répteis e as aves também podem albergar a bactéria (BISCOLA et al., 2011; JOBBINS & ALEXANDER, 2015). Muitos estudos têm identificado espécies silvestres atuando como reservatórios de *Leptospira*, incluindo roedores, morcegos, raposas, leões marinhos e capivaras (PRAGER et al., 2013; SCIALFA et al., 2013; DIETRICH et al., 2015; ALBUQUERQUE et al., 2017).

Espécies silvestres atuam como reservatórios para alguns sorovares do gênero *Leptospira*, que são patogênicos para homem, animais de produção e animais de companhia. Na ordem Rodentia, o rato de esgoto (*Rattus rattus* e *Rattus norvegicus*) é considerado o principal reservatório, em áreas urbanas, da bactéria *Leptospira* e do sorovar *Icterohaemorrhagiae* (SANTA ROSA, 1975). Outros roedores também têm sido reconhecidos como reservatórios, como *Mus musculus* (CARREIRA et al., 2016) e espécies selvagens como *Cavia aperea* (MONTE et al., 2013), *Arvicola* sp., *Crocidura* sp., *Talpa* sp., *Sorex* sp. e *Microtus* sp. (OBIEGALA et al., 2016).

Paixão e colaboradores (2014) verificaram a ocorrência de *Leptospira* spp. entre ratos capturados em uma área de preservação natural localizada em Ilha Solteira, SP, que abriga diversas espécies de fauna silvestre, incluindo capivaras. Observou-se que os sorovares *Australis* e *Tarassovi* estavam presentes nos ratos mais reativos (15,4%). Cordeiro et al. (1981) descreveram roedores e marsupiais silvestres como carreadores das variantes sorológicas *Grippotyphosa*, *Pomona*, *Ballum* e *Australis* na região sudeste do Brasil. No mesmo estudo, foi encontrada soroprevalência de 6,4% (n=328) dos sorovares *Tarassovi*, *Pomona*, *Icterohaemorrhagiae* e *Grippotyphosa*.

Santa Rosa et al. (1975), ao estudarem 750 roedores e marsupiais do Estado de São Paulo, realizaram isolamento a partir de fragmentos de rim e obtiveram resultados positivos mais frequentes às variantes *Grippotyphosa* (2,6% dos animais), *Ballum* (0,2%) e *Icterohaemorrhagiae* (0,1%).

### **2.2.1 Leptospirose**

A Leptospirose é uma doença infecciosa de carácter zoonótico e de importância global, que causa morbidade e mortalidade no mundo todo, exceto na Antártida (ADLER & LA PEÑA MOCTEZUMA, 2010). A doença tem ciclos rurais e urbanos, podendo haver surtos esporádicos (VINETZ, 2001; HAAKE & LEVETT, 2015). Foi descrita pela primeira vez pelo médico alemão, Adolf Weil, que em 1886, associou a icterícia com a infecção, sendo hoje a forma mais grave da doença (WHO, 2003; LEVETT, 2001). Em sua homenagem, a Leptospirose também é conhecida por doença de *Weil*.

As bactérias penetram no hospedeiro por diferentes vias: pela epiderme, principalmente quando estiver úmida ou quando estiver sofrido alguma lesão e presente escoriações e alterações na sua integridade; pela mucosa da vagina e pela cavidade bucal, vias respiratórias e ocular (ANUSZ, 1992). Também pode ocorrer a contaminação via ingestão de água ou alimento contaminado (EVERARD et al., 1992).

Uma vez internalizadas, ocorre a disseminação sistêmica no organismo e elas migram podendo atingir todos os órgãos, acometendo preferencialmente fígado, rins, coração e músculo esquelético (LOMAR et al., 2000). Para se localizarem nos rins, os agentes infecciosos atravessam os espaços intertubulares ou suas junções e entram no lúmen dos túbulos contorcidos renais, onde sobrevivem, multiplicam-se e formam pequenos grumos que são eliminados na urina, caracterizando a leptospirúria (GUIMARÃES et al., 1982/83).

As bactérias são mantidas nos túbulos renais dos hospedeiros reservatórios, eliminadas pela urina, e transmitida para hospedeiros susceptíveis através do contato direto com secreções do animal contaminado, especialmente urina ou através do contato indireto com água contaminada (ALLEN et al., 2014; LEVETT, 2001).

De acordo com Bolin e Alt (1999), os sinais clínicos associados à Leptospirose variam dependendo do sorovar e do hospedeiro. Nos hospedeiros de manutenção, a Leptospirose é geralmente caracterizada por baixa resposta sorológica, poucos sinais clínicos, discretos sinais na doença aguda e prolongado estado de portador renal, que pode ser associado com doença renal crônica. Nos hospedeiros acidentais, a Leptospirose é causa de severa doença, estando associada a altos títulos de anticorpos aglutinantes, com morte prematura (FAINE, 1999).

A infecção em humanos caracteriza-se por manifestações clínicas variadas, podendo ser assintomática ou fulminante e fatal. Na sua forma leve, o indivíduo doente pode apresentar sintomas inespecíficos, como febre, dores de cabeça e mialgia. A sua forma grave caracteriza-se por icterícia, disfunção renal e hemorragias espontâneas (KASPER et al., 2017).

A Leptospirose pode evoluir para a síndrome de *Weil*, forma grave da doença caracterizada por insuficiência renal e hepática, miocardite e hemorragias, podendo

levar a óbito 5 a 15% dos pacientes. Em alguns casos há evolução para a síndrome hemorrágica pulmonar severa (SHPS) associada à Leptospirose, a qual é fatal em até 74% dos casos (FAINE et al, 1999; GOUVEIA et al, 2008).

Entre os hospedeiros suscetíveis, podemos distinguir os acidentais, como o homem e os reservatórios, que fazem com que essa doença mantenha um foco natural. Estes reservatórios naturais são facilmente infectados, mas raramente manifestam sintomas, sendo os roedores o reservatório mais importante (GONZÁLEZ GALLO et al., 1990). Camundongos e ratos são reservatórios primários, nos quais ocorre uma infecção renal crônica (PRESCOTT, 1992). Os hospedeiros primários das leptospiras são os animais domésticos e silvestres, que são, desta forma, responsáveis pela manutenção e perpetuação da doença na natureza (ACHA e SZYFRES, 2001). Os seres humanos atuam apenas como hospedeiros terminais, raramente transmitindo a enfermidade.

De acordo com Hathaway et al. (1981) e Vanasco et al. (2003), os animais silvestres podem ser hospedeiros naturais ou acidentais de leptospiras. A diferença é que um hospedeiro natural efetivo carrega e excreta leptospiras durante a maior parte de sua vida, tornando-se um reservatório ao longo de ciclos contínuos de transmissão e um hospedeiro acidental carrega e excreta leptospiras durante um breve período (LEIGHTON & KUIKEN, 2001; TWIGG et al., 1969; VANASCO et al., 2003).

No Brasil, a doença é endêmica em todo o território e epidêmica principalmente em períodos chuvosos. Sua ocorrência é favorecida pelas condições ambientais vigentes nas regiões de clima tropical e subtropical, onde a elevada temperatura e os períodos do ano com altos índices pluviométricos facilitam a ocorrência de surtos após inundações. Isto permite a disseminação e persistência do agente causal no ambiente, favorecendo o aparecimento de surtos epidêmicos de caráter sazonal (SOUZA et al., 2011; BRASIL, 1994).

A vulnerabilidade dos processos físicos, econômicos e demográficos também potencializam as condições para ocorrência da doença, como, habitações inadequadas ligadas a condições precárias de infraestrutura sanitária, aumentando assim a infestação de roedores, considerados reservatórios naturais de *Leptospira* (BRASIL, 2010).

A maior parte dos casos de Leptospirose humana está ligada às condições de vida da população, onde toda ela é susceptível. Não é doença de notificação compulsória nacional. O impacto da Leptospirose em termos de saúde pública reflete-se no alto custo do tratamento dos seres humanos acometidos, com letalidade da ordem de 5 a 20% (BRASIL, 2004).

Devido à rápida urbanização, o número de bairros sem saneamento básico tem crescido e essa situação acaba criando o ambiente propício para a presença de roedores, tornando a transmissão da bactéria mais frequente (BRASIL, 2004). Na temporada de chuvas, a água contaminada pela bactéria entra nas casas aumentando o número de casos da doença. Essas condições levaram ao aumento do número de casos de leptospirose urbana, tornando-se um problema de saúde pública comum em países em desenvolvimento (KO et al, 1999).

A maior quantidade de casos de Leptospirose se concentra no Caribe, América Central e do Sul, além de casos no Sudoeste da Ásia e Oceania. O Brasil ocupa a 17<sup>a</sup> colocação no ranking mundial com um índice de 12.8 casos por um milhão de habitantes (PAPPAS et al., 2008). A região sul e sudestes do país apresenta um maior número de casos compondo cerca de 69,1% dos casos notificados no Brasil (BVS, 2011). Nos anos de 2007 a 2016, foram registrados 39.263 casos confirmados de Leptospirose, com média anual de 3.926 casos, incidência de 1,02/100 mil habitantes e taxa de letalidade de 8,9% (BRASIL, 2018).

As regiões Sul e Sudeste foram responsáveis pelo maior número de casos por ano, no período de 2007 a 2016, com exceção de 2014, quando a região Norte se destacou. No Brasil, os casos ocorreram com maior frequência nos meses de outubro a março, sendo que, na região Nordeste, houve aumento nos meses de abril a agosto. A maior parte das infecções ocorreu em área urbana (79,2%). Quanto aos ambientes prováveis, os mais frequentes foram o domicílio (41,5%) e o local de trabalho (18,4%) (BRASIL, 2018). As características do local de exposição mais relatadas no Sistema de Informação de Agravos de Notificação (SINAN) foram: sinais de roedores no ambiente (72,1%); e contato com água e/ou lama de enchente (52,3%) (BRASIL, 2018).

Segundo a Secretaria de Saúde do estado de Pernambuco (2018), até o mês de junho de 2018 tinham sido notificados 468 casos de leptospirose, onde dessas, 123

casos foram confirmados, um aumento de 17,29% em relação ao ano de 2017, somaram 399 notificações e 87 confirmações. Em relação ao número de óbitos, foram 14 mortes até o mês de junho de 2018, enquanto que em 2017, no mesmo período, foram 13.

### 2.2.2 Diagnóstico

Os exames específicos para o diagnóstico baseiam-se na detecção de antígenos do agente etiológico ou anticorpos contra o mesmo, sendo necessário fazer relação com a fase da doença e com o exame a ser solicitado. Para isso, são utilizados métodos diretos que permitem a detecção de *Leptospira*, podendo ser via microscopia de campo escuro e a detecção do DNA por meio da reação em cadeia da polimerase (PCR) ou cultura; e os métodos indiretos que comprovam ou descartam a presença de anticorpos anti-*Leptospira* em amostras biológicas, tais como, sangue e urina (DAHER et al., 2010).

Nas técnicas de identificação direta, durante a primeira semana de doença (fase septicêmica) a cultura do sangue, líquido e a PCR possivelmente serão positivas, já a sorologia pode ser negativa ou apresentar títulos baixos, devido a produção inicial de anticorpos. Na segunda semana (fase imune), as leptospiros são encontradas na urina ou são evidenciadas na pesquisa por PCR e os testes sorológicos tornam-se positivos (FERREIRA et al., 2014).

Os métodos indiretos mais utilizados são a sorologia e o teste de aglutinação microscópica. O primeiro método é o mais utilizado no diagnóstico da leptospirose e baseia-se na utilização do teste *Enzyme Linked Immunosorbent Assay* (ELISA), essa é uma técnica acessível, sensível e de fácil realização, fornecendo um diagnóstico rápido. O teste se baseia em uma reação antígeno-anticorpo no soro para detecção da imunoglobulina M (IgM) durante a 1ª semana da infecção (fase aguda) e/ou imunoglobulina G (IgG), na fase tardia da infecção (LEVETT, 2001; BOLIN, 2008).

Os testes de soroaglutinação (SAM), considerados o “padrão ouro” para o diagnóstico da Leptospirose, destaca-se devido à sua alta sensibilidade e especificidade (BRANDÃO et al., 1998; BRASIL, 2014; EUGENE et al., 2015). Este teste também se baseia na reação antígeno-anticorpo, cujo resultado é visível em microscopia de campo escuro. Após diluições seriadas do soro a ser investigado, são utilizadas suspensões de



leptospiras vivas (incluídas espécies padronizadas e isoladas localmente) para verificação da reação de aglutinação, a fim de aumentar a acurácia da técnica (DAHER et al., 2010; HAAKE & LEVETT, 2015; GÖKMEN et al., 2016).

Faine et al. (1999) destacaram que a identificação da variante sorológica de *Leptospira* tem importância, uma vez que a imunidade gera anticorpos específicos, não havendo reação cruzada.

Na Leptospirose aguda, o aumento de título quatro vezes superior é frequentemente observado em amostras pareadas. Entretanto, os hospedeiros de manutenção eliminam leptospiras na urina mesmo quando os títulos observados na SAM são menores ou iguais a 1:100 (GALTON et al., 1965). Por isso, um título baixo de anticorpos não necessariamente determina se há infecção e compromete o diagnóstico de Leptospirose. Altos títulos de anticorpos podem persistir por meses, após a infecção ou recuperação, mas há um declínio gradual nos títulos com o tempo (VASCONCELLOS, 1997; BOLIN, 2003).

### **2.2.3 Controle**

Para o controle da doença animal, pode ser realizado imunização dos animais suscetíveis, para isso, é necessário conhecer os sorovares que são encontrados em determinada região para que a vacinação seja efetiva, uma vez que a imunidade é predominantemente sorovar-específica (ACHA & SZYFRES, 2001).

Na leptospirose humana, as medidas necessárias para o controle estão ligadas ao meio ambiente, como saneamento básico, melhorias nas habitações e o controle aos principais transmissores, os ratos (BVS, 2015).

### **2.3 Capivara e *Leptospira* sp.**

A interação entre os elementos da tríade ecológica, isto é, o agente etiológico, hospedeiro e ambiente, é um fator importante no estudo das doenças infecciosas, como a Leptospirose (FONZAR, 2010). Segundo Faine (1994), herbívoros e animais cuja dieta produz uma urina mais alcalina são relativamente mais importantes como eliminadores de leptospiras do que os produtores de urina ácida.

Ito et al. (1998) e Vasconcellos (1987) sugeriram que as capivaras poderiam ser reservatórios naturais de *Leptospira* por serem roedores e viverem em estreito contato com o ambiente aquático. Homem (1999) sugeriu que esses animais poderiam ser um fator de manutenção da leptospirose na população de bovinos após um estudo sorológico realizado em Uruará, Pará.

A primeira descrição da infecção por *Leptospira* em capivaras foi realizada na Venezuela por Jelambi (1974), em 178 amostras de soro de animais pertencentes a um abate comercial. Os anticorpos foram detectados através do teste de aglutinação microscópica. Do total de amostras analisadas, 111 (63,3%) foram reagentes a vários sorovares e os mais prevalentes foram Canicola, Hardjo e Wolfii. A cultura de tecido renal também foi realizada, o que confirmou a ocorrência do sorovar Canicola (JELAMBI, 1974).

Alguns dados da literatura também relatam a infecção, como a citação de Pachaly et al. (2001), a qual cita um estudo realizado nos Estados Unidos, que isolou, a partir de um fragmento de rim de capivara, a variante sorológica Canicola. De Paula (2003) relatou o isolamento de uma variante não identificada também a partir de rim de capivara. Marvulo et al. (2002), após estudo experimental, concluíram que a capivara é suscetível à infecção pela variante sorológica Pomona e apresenta leptospiremia e leptospirúria prolongadas, embora não apresente sintomas da doença. Estes mesmos autores concluíram que a detecção de aglutininas anti-*L. interrogans* persistiu por pelo menos 83 dias pós-infecção. Estes dados também reforçam a informação de que esta espécie possa atuar como um reservatório da leptospirose em ambientes naturais (HOMEM, 1999; ITO et al., 1998; VASCONCELLOS, 1987).

Di-Chiacchio et al. (2014) detectou a infecção em capivaras em vida livre em estudo realizado em São Paulo. Para a identificação, foi utilizado o teste de aglutinação microscópica, obtendo 26% (8/31) de positividade, com os seguintes sorotipos identificados: Canicola, Tarassovi, Hardjo, Grippytyphosa, Wolffii, Castellonis, Australis, Pomona, Javanica, Sejroe, Autumnalis, Icterohaemorrhagiae, Copenhageni. Langoni et al. (2016) em amostras de cinco regiões do Sul do país, identificou a infecção por diferentes sorovares de *Leptospira* sendo que o mais frequente é o sorovar icterohaemorrhagiae, com 41.82% de positividade.

Albuquerque (2017), em estudo realizado em Rio Branco, Acre, com 44 animais de vida livre de áreas urbanas e rurais, identificou a presença anticorpos anti-*Leptospira* através da Reação em Cadeia da Polimerase (PCR) e também através da técnica de microaglutinação (SAM). Cerca de 44% das amostras foram positivas para os sorovares Shermani, Pomona e Icterohaemorrhagiae, os mais predominantes embora também tenha sido encontrado os sorovares Bataviae e Australis. Sorogrupos que apresentaram os títulos mais altos na SAM apresentam resultados bastantes variáveis com predomínio do sorogrupo Butembo em Piracicaba (NOGUEIRA et al., 1997) e Icterohaemorrhagiae no município de São Paulo (SHIMABUKURO, 2006).

A poluição química parece ser o fator predisponente em uma série de surtos epidêmicos em animais selvagens, embora poucos estudos empíricos tenham sido realizados sobre o efeito de substâncias tóxicas na função imunológica ou na incidência populacional e severidade de doenças nestas populações (DASZAK & CUNNINGHAM, 2002). Embora a prevenção da Leptospirose seja difícil, a vigilância pode estabelecer a extensão do risco e as possíveis fontes de infecção (FAINE, 1994).

Na região Nordeste do Brasil, não há estudos sobre a infecção por *Leptospira* spp. em capivaras.

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1 Objetivo Geral**

Determinar a ocorrência de anticorpos anti-*Leptospira* spp. em três populações de capivaras de vida livre em Pernambuco.

#### **3.2 Objetivos Específicos**

- Identificar as espécies de *Leptospira* e os sorovares presentes nas populações estudadas;
- Determinar a frequência de anticorpos anti-*Leptospira* nas três populações de capivaras estudadas.

## 4. MATERIAL E MÉTODOS

### 4.1 Área de estudo

Os animais foram procedentes de três áreas localizadas nos biomas de Mata Atlântica e de Transição com a Caatinga em Pernambuco, sendo elas:

**Área 1:** A Unidade de Conservação Parque Estadual de Dois Irmãos, situa-se no município do Recife, entre os bairros de Dois Irmãos, Apipucos, Sítio dos Pintos, Macaxeira e Córrego do Jenipapo, situado entre as coordenadas 7°57'21" e 8°00'54"S; 34°55'53" e 34°58'38"W. Atualmente o parque possui uma área total de 1.158,51 ha, estando incluindo o fragmento florestal, denominado Mata de Dois Irmãos, onde se insere o zoológico e o fragmento da antiga Fazenda Brejo dos Macacos, ao norte da Estrada dos Macacos (PERNAMBUCO, 2014)

De acordo com a classificação de Köppen, o clima é Tropical úmido ou tropical costeiro (As'), representando um clima quente e úmido, que não apresenta inverno térmico (BEZERRA & CORREA, 2006). O regime de chuvas se concentra no período de outono-inverno, com precipitação média anual de 2460 mm, e temperaturas médias mensais superiores a 23°C (COUTINHO et al., 1998). Possui uma vegetação do tipo Floresta Ombrófila Densa das Terras Baixas, estando inserida no bioma Floresta Atlântica (IBGE, 2012). Encontra-se em relevo ondulado com altitudes que variam de 30 a 100 m (FIDEM, 1984).

**Área 2:** A Estação Ecológica de Tapacurá (EET) está localizada no município de São Lourenço da Mata (8°03'S e 35°10'W), na região metropolitana de Recife-Pernambuco. A EET é um remanescente de Mata Atlântica composto por três fragmentos: Mata do Toró, Mata do Alto da Buchada e Mata do Camucim (COELHO, 1979). Estes fragmentos encontram-se no entorno do Lago Tapacurá. É classificada como Floresta Estacional Caducifólia (Mata Atlântica seca). O clima da região é do tipo As' (quente e úmido), com precipitação média anual de 1.900mm e temperatura média anual de 27°C.

**Área 3:** A área de Preservação Permanente (APA) da Chácara Paraíso possui cerca de 10 ha, localizada município de Chã Grande (8°14'18"S e 35°27'42"W). O clima é do tipo Tropical Chuvoso com verão seco e As', segundo a classificação de Köppen. O período chuvoso começa no outono/inverno tendo início em dezembro/janeiro e término

em setembro com precipitação média anual é de 1309,9 mm. A vegetação é predominantemente do tipo Floresta Subperenifólia, com partes de Floresta Hipoxerófila e temperatura média de 21.9°C (CPRM - Serviço Geológico do Brasil, 2005).

#### **4.2 Captura dos animais e coleta de sangue**

Este estudo contou com a autorização do SISBio (No 53750-3) e licença do Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE) (No 073/2016).

Inicialmente, a pesquisa consistiu em observar os grupos de cada localidade para determinar a quantidade de indivíduos e identificar as áreas de uso dos animais para descanso e pastagem. Posteriormente, os animais foram cevados através de alimentos palatáveis (milho, cana-de-açúcar, sal mineral) e, ao adquirirem costume com a ceva, foram conduzidos ao curral de captura, onde foi realizada a contenção individual, após 12 horas de jejum. O protocolo anestésico utilizado equivaleu a uma associação de cetamina (7mg/kg/IM) e xilazina (0,4mg/kg/IM), e diazepam (0,2 mg/kg/IM) para permitir a pesagem, biometria, sexagem e coleta de amostras de sangue de cada animal capturado. Os animais coletados receberam marcação individual com brincos plásticos, numerados e fixados na orelha e permaneceram no curral de captura para monitoramento até o retorno anestésico, quando então foram liberados.

Através de venopunção cefálica ou femoral, a qual foi previamente higienizada com uma solução de álcool a 70% e algodão, foram colhidos 10 ml de sangue. A venopunção foi realizada com o auxílio de agulhas estéreis e o sangue foi depositado em tubos de ensaio estéreis, posteriormente armazenados em caixas isotérmicas e transportados ao Laboratório de Parasitologia (LAPAR) do Departamento de Biologia da UFRPE. As amostras de soro foram obtidas por centrifugação a 900G/10 minutos, e posteriormente separadas em alíquotas em tubos de polipropileno e congeladas a -20°C até seu processamento.

#### **4.3 Diagnóstico sorológico de *Leptospira* spp.**

O teste sorológico para detecção de anticorpos anti-*Leptospira* spp. foi realizado no Laboratório de Doenças Transmissíveis (LDT) do Centro de Saúde e Tecnologia

Rural (CSTR) da Universidade Federal de Campina Grande (UFCG), *Campus Patos*, Paraíba.

Para o diagnóstico, empregou-se a técnica de soroglutinação microscópica (SAM) (GALTON et al., 1965; COLE et al., 1973), método de referência para detecção de anticorpos anti-*Leptospira* spp. que se baseia na adição de soro, em diluições crescentes, a culturas de diversas sorovariedades de *Leptospira* spp., mantidas em laboratório, cultivadas em meios especiais.

Foram utilizados como antígenos, 22 sorovares patogênicos e dois saprófitos de leptospiros vivas cultivadas em meio líquido *Ellinghausen, McCullough, Johnson, Harris* (EMJH), de acordo com os protocolos oficiais (ZUERNER, 2005). A metodologia e interpretação adotadas foram aquelas descritas no Manual of Standards for Diagnostics Tests and Vaccines (OIE, 1992), livres de contaminação e autoaglutinação, contendo as seguintes variantes sorológicas de leptospiros: Australis, Bratislava, Autumnalis, Butembo, Castellonis, Bataviae, Canicola, Whitcombi, Cynopteri, Grippityphosa, Hebdomadis, Copenhageni, Icterohaemorrhagiae, Javanica, Panamá, Pomona, Pyrogenes, Hardjo, Wolffi, Shermani, Tarassovi, Andamana, Patoc e Sentot.

Para cada reação foi utilizado um controle negativo, empregando-se solução salina tamponada (NaCl 0,9%) aos ensaios. Cada amostra de soro foi inicialmente diluída a 1:50 colocando-se 0,1 mL deste para 4,9 mL de solução salina tamponada 0,01M pH 7,6 em tubo de ensaio. Após esta etapa, uma alíquota desta diluição contendo 50 µL foi adicionada em microplacas de vinil de fundo plano contendo 96 poços (Costar, Corning, NY, EUA), logo após, foi acrescentado o mesmo volume de cada antígeno correspondente nos poços, respeitado a marcação das placas, obtendo-se uma diluição final de 1:100 em cada poço. Cada amostra sorológica foi testada frente à bateria antigênica compreendida por 24 sorovares. As microplacas foram incubadas em estufa bacteriológica a 37°C por 90 min. Cada amostra foi observada em microscopia de campo escuro e classificada de acordo com os procedimentos descritos abaixo, conforme Martins & Lilenbaum (2013).

As leituras foram realizadas em microscópico óptico (Zeiss, Standort Göttingen, Vertrieb, Alemanha), com condensador seco de campo escuro, em magnificação máxima de 200 vezes, observando-se a formação de aglutinações. As amostras

sorológicas foram inicialmente analisadas na diluição de 1:100 e, aquelas que apresentavam nível de aglutinação igual ou superior a 50% foram então novamente diluídas numa razão geométrica de dois (1:200, 1:400 e 1:800). O título sorológico foi representado para recíproca da maior diluição que apresentou resultado positivo. Adicionalmente, o último nível de diluição das amostras foi 1:800, logo, amostras que apresentaram reatividade nesta diluição foram classificadas como  $\geq 800$ . O maior título alcançado foi utilizado para identificar o sorovar específico.

Consideraram-se positivos os soros que apresentaram aglutinação de pelo menos 50% das leptospiros no campo microscópico a partir da diluição 1:100 segundo os métodos propostos por GALTON et al. (1965), COLE et al. (1973) e SILVA et al. (2012).



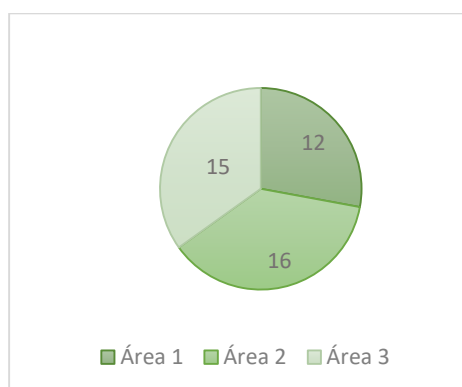
## 5. RESULTADO

No período compreendido entre novembro de 2016 a dezembro de 2017, foram capturadas 21 capivaras: 13 fêmeas e oito machos, 11 adultos e 10 juvenis. A quantidade de animais observados (Figura 1), o número de animais capturados (Figura 2) e a descrição quanto ao sexo (Figura 3) e faixa etária (Figura 4) em cada área, respectivamente, encontram-se explanados em gráficos abaixo.

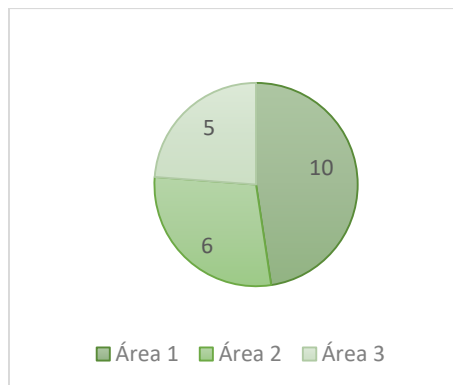
Anticorpos anti-*Leptospira* spp. foram detectados em animais de todas as áreas de estudo (Tabela 1).

Das 21 amostras de soro analisadas, em 13 (61,9%) foram detectados anticorpos anti-*Leptospira* spp.: anti-*Leptospira interrogans* sorovar Icterohaemorrhagiae (12/21; 57,1%) e anti-*L. borgpetersenii* sorovar Tarassovi (1/21; 4,8%).

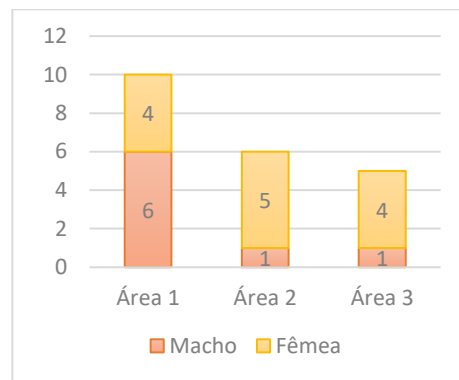
Apenas dois animais, das áreas 1 e 3, apresentaram elevada titulação (1:800) (Tabela 1). A frequência de anticorpos anti-*Leptospira* foi de 61,5%, 30,8% e 7,7%, respectivamente, nas áreas 1, 3 e 2.



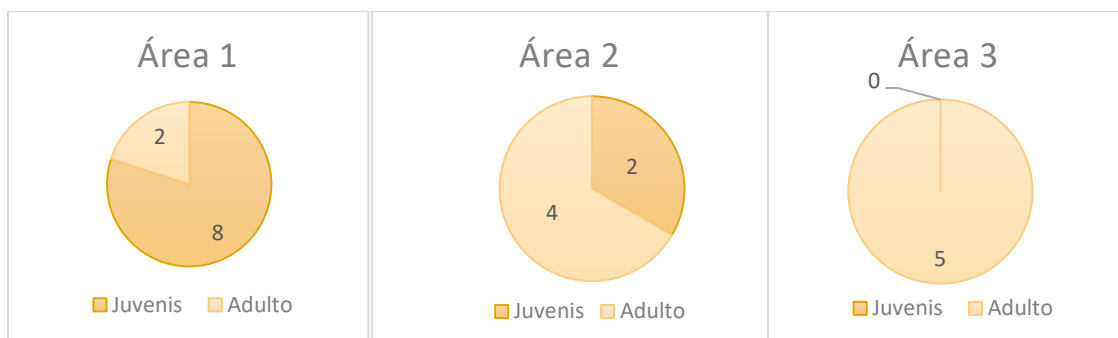
**Figura 1:** Quantidade de animais observados por área



**Figura 2:** Quantidade de animais capturados por área



**Figura 3:** Relação quanto ao sexo dos animais capturados



**Figura 4–** Relação quando a faixa etária dos animais capturados

<b>Animal</b>	<b>Sexo</b>	<b>Idade</b>	<b>Área</b>	<b>Espécie</b>	<b>Sorogrupo</b>	<b>Título</b>
001	Macho	Juvenil	1	---	---	<1:100
002	Fêmea	Juvenil	1	---	---	<1:100
003	Macho	Juvenil	1	<i>L. interrogans</i>	Icterohaemorrhagiae	1:800
004	Macho	Juvenil	1	<i>L. interrogans</i>	Icterohaemorrhagiae	1:200
005	Macho	Juvenil	1	---	---	<1:100
006	Fêmea	Juvenil	1	<i>L. borgpetersenii</i>	Tarassovi	1:400
007	Fêmea	Juvenil	1	---	---	<1:100
012	Macho	Adulto	1	<i>L. interrogans</i>	Icterohaemorrhagiae	1:100
013	Macho	Juvenil	1	<i>L. interrogans</i>	Icterohaemorrhagiae	1:200
014	Fêmea	Adulta	1	<i>L. interrogans</i>	Icterohaemorrhagiae	1:200
015	Fêmea	Juvenil	1	<i>L. interrogans</i>	Icterohaemorrhagiae	1:400
016	Fêmea	Juvenil	1	<i>L. interrogans</i>	Icterohaemorrhagiae	1:100
008	Fêmea	Adulta	2	<i>L. interrogans</i>	Icterohaemorrhagiae	1:400
009	Fêmea	Adulta	2	---	---	<1:100
010	Macho	Juvenil	2	---	---	<1:100
011	Fêmea	Juvenil	2	---	---	<1:100
017	Fêmea	Adulta	2	---	---	<1:100
018	Fêmea	Adulta	2	---	---	<1:100
019	Macho	Adulto	3	---	---	<1:100
020	Fêmea	Adulta	3	<i>L. interrogans</i>	Icterohaemorrhagiae	1:100
021	Fêmea	Adulta	3	<i>L. interrogans</i>	Icterohaemorrhagiae	1:100
022	Fêmea	Adulta	3	<i>L. interrogans</i>	Icterohaemorrhagiae	1:800
023	Fêmea	Adulta	3	<i>L. interrogans</i>	Icterohaemorrhagiae	1:200

**Tabela 1** - Detecção de anticorpos anti-*Leptospira* spp. em capivaras de vida livre em Pernambuco.

## 6. DISCUSSÃO

As capivaras são consideradas como reservatórios de patógenos com potencial zoonótico, como *Toxoplasma gondii* (ABREU et al., 2016), *Trypanosoma cruzi* (DA SILVA et al., 2016) e *Rickettsia* spp. (MONJE et al., 2015). Vários estudos realizados no Brasil, com sorologia e isolamento do agente, têm demonstrado o papel das capivaras na manutenção e transmissão de *Leptospira* spp. (ITO et al., 1998; PAULA, 2001; MARVULO et al., 2002; PIMENTEL et al. 2009).

Os anticorpos anti-*L. interrogans* foram identificados em animais das três áreas estudadas, com um número maior de animais soropositivos na área 1. As áreas 1 e 3 são áreas antropizadas, com destaque para a área 3 onde há presença de residências no entorno do açude utilizado pelos animais. A área 2, que apresentou a menor quantidade de animais soropositivos, é a menos antropizada. A presença de residências no entorno das áreas de estudo, com ausência de saneamento básico e acúmulo de lixo favorecem a proliferação de roedores sinantrópicos, mais precisamente os do gênero *Rattus*, considerado como o principal reservatório de *Leptospira* spp., as quais reforçam a veracidade das informações de Santa Rosa (1975).

A infecção por *L. interrogans* em capivaras tem sido descrita em São Paulo, Minas Gerais e Rio Grande do Sul e Acre, com soropositividade de 26% a 41,82% (SILVA et al., 2009; DI-CHIACCHIO et al., 2014; LANGONI et al., 2016; ALBUQUERQUE, 2017). Ito et al. (1998) em estudo da soroprevalência para anticorpos aglutinantes em capivaras de vida livre identificou uma taxa de 33% no pantanal sul-matogrossense e Nishiyama et al. (2002) também obtiveram resultados sorológicos semelhante trabalhando com animais provenientes de cativeiro.

Paula (2001) encontrou anticorpos anti-*Leptospira* em capivaras de vida livre no estado de São Paulo, porém nesse estudo, o autor não identificou qual o sorotipo que estava infectando os animais. No presente estudo, a soropositividade encontrada (61,9%) é maior do que as previamente registradas por Albuquerque et al. (2017) no Acre (43,9%) e Langoni et al. (2016) em São Paulo, Paraná e Rio Grande do Sul (41,82%) e Di-Chiacchio et al. (2014) em São Paulo (26%).

No presente estudo, a soropositividade foi maior em capivaras adultas, o que foi registrado também por Vanasco et al. (2003), em estudo realizado na Argentina em

várias espécies de pequenos roedores dos gêneros *Mus*, *Rattus*, *Holochilus*, *Akodon* e *Calomys*. Segundo estes autores, essa ocorrência maior estaria ligada ao maior tempo de exposição aos patógenos ambientais que os animais mais velhos estariam sujeitos. Esse dado também pode ser explicado pelo tempo de exposição à poluição química do meio, que segundo Daszak & Cunningham (2002) também pode diminuir a capacidade imunológica dos animais.

No presente estudo, o maior número de animais soropositivos foram as fêmeas. Segundo Uzêda et al. (2005) as fêmeas enfrentam constantes períodos de baixa imunológica, relacionados ao período de gestação e lactação, e este fato pode estar associado à maior frequência de anticorpos.

Demonstra-se, pela primeira vez, a infecção por *L. interrogans* e *L. borgpetersenii* sorovares Icterohaemorrhagiae e Tarassovi, respectivamente, em capivaras na região Nordeste do Brasil. De acordo com Langoni et al. (2016), as capivaras podem se infectar com diferentes sorovares de *Leptospira*, sendo Icterohaemorrhagiae o sorovar mais frequente, correspondendo a 41,82% da soropositividade de animais de cinco regiões do país: Guararapes e Piracicaba no estado de São Paulo, Curitiba e Foz do Iguaçu no Paraná, e Sapucaia do Sul no Rio Grande do Sul. Silva et al. (2009) reportaram que 18,18% dos animais foram reagentes para os sorovares Bratislava (mais prevalente em suínos e cães) e Australis (mais encontrado em cães) no Rio Grande do Sul.

Milagres (2004), em estudo realizado em cidades de São Paulo e Minas Gerais, através do método de detecção anticorpos por microaglutinação, testou 15 sorovares diferentes e, desses, cinco foram identificados Andarmana, Australis, Copenhageni, Hardjo e Icterohaemorrhagiae, sendo este último o de maior prevalência nas capivaras estudadas.

Os sorovares identificados por Di-Chiacchio et al. (2014) em capivaras de vida livre em São Paulo foram Canicola, Tarassovi, Hardjo, Grippytyphosa, Wolffi, Castellonis, Australis, Pomona, Javanica, Sejroe, Autumnalis, Icterohaemorrhagiae e Copenhageni. Neste estudo, o sorovar Icterohaemorrhagiae foi o mais frequente em todas as áreas amostradas. Segundo Barcellos et al. (2003) os ratos (*Rattus rattus* e *R. norvegicus*) são o principal reservatório dessa variante sorológica em áreas urbanas e de

contato com zonas antropizadas. Esta informação explicaria a presença majoritária deste sorovar nas áreas estudadas.

O sorovar Tarassovi da espécie *L. borgpetersenii* foi identificado em uma amostra do animal da área 1. Este sorovar é encontrado com frequência em populações de bovinos e suínos (Da Silva, 2007). Fontana (2011) analisando amostras de suínos no do Pantanal sul-mato-grossense, registrou soropositividade de 76,69%, sendo o sorovar Tarassovi o mais frequente. Este sorovar foi também identificado em capivaras por Silva et al. (2009), Di-Chiacchio et al. (2014) e Langoni et al. (2016).

Castro et al. (2011), em seu trabalho realizado com cães em Minas Gerais, relatou uma soroprevalência de 28,4%, sendo a soroprevalência do sorovar Tarassovi de 23,7%, o segundo sorovar mais prevalente na população canina estudada. A ocorrência deste sorovar pode estar relacionada com uma fonte de infecção comum para o cão e para a capivara. A hipótese de que o cão pode ser a fonte de infecção para o ser humano é bastante discutida. Entre os animais domésticos, em ambiente urbano, a principal fonte de infecção da Leptospirose humana são os cães segundo Batista (2005). Esses animais vivem em contato direto com os seres humanos e podem eliminar leptospiras vivas pela urina durante meses, mesmo sem apresentar nenhum sinal clínico (FAINE et al., 1999). Devido à presença de habitações no entorno é comum a presença de cães na área 1, o que pode explicar a presença de anticorpos anti-*L. borgpetersenii* sorovar Tarassovi em um dos animais. Esse dado deve ser levado com atenção, uma vez que em 2008 em Minas Gerais, foram identificados nos exames sorológicos em humanos, pacientes positivos para *Leptospira*, reagentes a vários sorovares, incluindo o sorovar Tarassovi (CASTRO et al., 2011).

Para a detecção da infecção ativa por *Leptospira* spp. é necessária a avaliação de amostras seriadas, para verificar o aumento no título de anticorpos (DI-CHIACCHIO et al., 2014), o que não foi realizado neste estudo. Dois animais, das áreas 1 e 3, apresentaram titulação elevada (1:800) de anticorpos anti-*L. interrogans* sorovar Icterohaemorrhagiae. Di-Chiacchio et al. (2014) detectaram altos títulos (> 1:800) para os sorotipos Grippotyphosa, Hardjo e Pomona em capivaras de vida livre em São Paulo, esses não foram detectados na presente pesquisa.

A presença dos sorovares reagentes neste estudo sugere o contato prévio de capivaras com animais domésticos e roedores sinantrópicos. O fato de uma espécie portadora de *Leptospira* coabitar com outra favorece a disseminação do patógeno.

## 7. CONCLUSÕES

Essa foi um estudo pioneiro utilizando as capivaras de vida livre como animais bioindicadores para obtenção de resultados a respeito da leptospirose no Nordeste do Brasil. Esses resultados indicam a presença de anticorpos anti-*L. interrogans* sorovar Icterohaemorrhagiae e *L. borgpetersenii* sorovar Tarassovi, circulantes em capivaras de vida livre em Pernambuco. Foi possível perceber a importância desse animal nas três áreas estudadas, como sendo um dos hospedeiros para a bactéria no ambiente.

Visto que, as áreas de vida dos animais são próximas a áreas de residências da população, fica comprovado que há, nesses locais, a bactéria circulante no ambiente, evidenciando um problema de saúde pública, que deverá ser levado para as autoridades tomarem decisões cabíveis.



## 8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABREU, J. A. P. DE et al. Anti-Toxoplasma gondii and anti-Neospora caninum antibodies in capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) from Itu Municipality, São Paulo. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, n. 1, p. 116–118, 11 mar. 2016.

ACHA, P. N.; SZYFRES, B. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Volumen II: Bacteriosis y micosis. **Revista Española de Salud Pública**, v. 75, n. 3, p. 263–264, jun. 2001.

ACHA, P. N.; SZYFRES, B. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Volumen I: Bacteriosis y micosis. **Revista Española de Salud Pública**, 2 ed, p. 112, 1986.

ADLER, B.; DE LA PEÑA MOCTEZUMA, A. Leptospira and leptospirosis. **Veterinary Microbiology**, v. 140, n. 3–4, p. 287–296, jan. 2010.

ALBUQUERQUE N.F., et al. The role of capybaras as carriers of leptospire in periurban and rural areas in the western Amazon. **Acta Tropica**, v. 169, n. 1, p. 57-61, 2017.

ALHO, C. J. R.; Brazilian Rodents: Their Habitats and Habits *In*: Mares, M. A. & H. H. Genoways (eds.). **Mamalian Biology in South America**. Special Publication Series, Pittsburgh, University of Pittsburgh, v. 6, p. 143-166, 1982.

ALLEN, S. E.; OJKIC, D.; JARDINE, C. M. Prevalence of Antibodies to *Leptospira* in Wild Mammals Trapped on Livestock Farms in Ontario, Canada. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 50, n. 3, p. 666–670, jul. 2014.

ANUSZ, Z. Epidemiological situation of Zoonosis in Poland. *Acta Academiae Agriculturae ac technicae olstenensis*. Veterinaria. n.20, p.11-34, 1992.

APAC. Meteorologia. Disponível em <http://www.apac.pe.gov.br/meteorologia/estacoes-do-ano.php?Estacao=verao> Acesso em: 23 dez. 2018.

AZARA, F. Apuntamientos para la historia natural de los cuadrúpedos del Paraguay y río de la Plata. **Imprenta de la Viuda de Ibarra**. Madrid, 1802.

- BARCELLOS, C. et al. Distribuição espacial da leptospirose no Rio Grande do Sul, Brasil: recuperando a ecologia dos estudos ecológicos. **Cadernos de Saúde Pública**, v. 19, n. 5, p. 1283–1292, out. 2003.
- BATISTA, C. S. A. et al. Soroprevalência e fatores de risco para a leptospirose em cães de Campina Grande, Paraíba. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 57, n. suppl 2, p. 179–185, set. 2005.
- BEZERRA, M. G. C.; CORREA C. B. **Transformações espaço-temporais da mata de Dois Irmãos a partir da avaliação dos processos de apropriação do espaço**. Dissertação (Mestrado). Programa de Pós-Graduação em Geografia, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2006.
- BHARTI, A. R. et al. Leptospirosis: a zoonotic disease of global importance. **The Lancet Infectious Diseases**, v. 3, n. 12, p. 757–771, dez. 2003.
- BISCOLA, N. P. et al. Serological investigation and PCR in detection of pathogenic leptospire in snakes. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 31, n. 9, p. 806–811, set. 2011.
- BOLIN, C. A. Diagnosis and control of bovine leptospirosis. In: **Proceedings of the 6 Western Dairy Management Conference**, Reno, p. 155-160, 2003.
- BOLIN, C. A.; ALT, D. P. Clinical signs, diagnosis, and prevention of bovine leptospirosis. **The Bovine Practitioner**, Stillwater, n. 33, p. 50-55, 1999.
- BOLIN, C.A. Leptospirosis. Biological Standards Commission. **Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals**. França, OIE, v.2, p.251-264, 2008.
- BORGES, P. A.; DOMINGUEZ-BELLO, M. G.; HERRERA, E. A. Digestive physiology of wild capybara. *Journal of Comparative Physiology B*, v. 166, n. 1, abr. 1996.
- BRANDÃO, Angela P. et al. Macroscopic agglutination test for rapid diagnosis of human leptospirosis. **Journal of clinical microbiology**, v. 36, n. 11, p. 3138-3142, 1998.
- BRASIL. **Ministério da Saúde**. Boletim Epidemiológico- Secretaria de Vigilância em Saúde, v. 49, n. 41. Brasília-DF, Outubro 2018. Disponível em: <http://portalarquivos2.saude.gov.br/images/pdf/2018/outubro/25/2018-033->

[Leptospirose-situa---o-epidemiol--gica-do-Brasil-no-per--odo-de-2007-a-2016-publica-ao.pdf](#) Acesso em: 14 jan. 2019.

BRASIL. **Ministério da Saúde**. Doenças infecciosas e parasitárias: guia de bolso. Brasília, 200p. 2004.

BRASIL. **Ministério da Saúde**. Fundação Nacional de Saúde. Guia de vigilância epidemiológica. Brasília, 373p. 1994.

BRASIL. **Ministério da Saúde**. Guia de vigilância em saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Brasília-DF, 2014.

BRASIL. **Ministério da Saúde**. Guia de vigilância em saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Brasília-DF, 6º ed. 2005.

BRASIL. **Ministério da Saúde**. Guia de Vigilância Epidemiológica- Secretaria de Vigilância em Saúde, 7.ed. Brasília-DF, 2010.

BULACH, D. M. et al. Genome reduction in *Leptospira borgpetersenii* reflects limited transmission potential. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 103, n. 39, p. 14560–14565, 26 set. 2006.

BUNNELL, J.E. et al. Detection of pathogenic *Leptospira* spp. infections among mammals captured in the Peruvian Amazon basin region. **Am J Trop Med Hyg.**, 2000.

BVS. Biblioteca Virtual em Saúde do Ministério da Saúde, 2015. Disponível em:< <http://bvsmms.saude.gov.br/dicas-em-saude/2087-leptospirose> > Acesso em: 14 jan. 2019.

BVS. Biblioteca Virtual em Saúde. **Ministério da Saúde**, 2011. Disponível em: <<http://bvsmms.saude.gov.br/>> Acesso em: 14 jan. 2019.

CARREIRA, T.; VIEIRA, M. L.; FORTES-GABRIEL, E. First Isolates of *Leptospira* spp., from Rodents Captured in Angola. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 94, n. 5, p. 955–958, 4 maio 2016.

CASTRO, J. R. DE et al. Sorovares de *Leptospira* spp. predominantes em exames sorológicos de caninos e humanos no município de Uberlândia, Estado de Minas Gerais. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 44, n. 2, p. 217–222, 1 abr. 2011.

CARVALHO, C. T. Dicionário dos mamíferos do Brasil. São Paulo: **Fundação Parque Zoológico de São Paulo**, 133 p. 1969.

CAVALCANTI, S. M. C. Manejo e controle de danos causados por espécies da fauna. *Biologia da conservação & manejo da vida silvestre*. Curitiba: Ed. da UFPR; **Fundação O Boticário de Proteção à Natureza**. p. 203-242, 2003.

CERQUEIRA, G. M. et al. Distribution of the leptospiral immunoglobulin-like (lig) genes in pathogenic *Leptospira* species and application of ligB to typing leptospiral isolates. **Journal of Medical Microbiology**, v. 58, n. 9, p. 1173–1181, 1 set. 2009.

CHEREM, J. Caviidae in **Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil**. PNUD. 2018. Disponível em: <<http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/40693>>. Acesso em: 10 Dez. 2018.

CINCO, M. Immunodominant antigens recognized by the human immune response to infection by organisms of the species *Leptospira interrogans* serogroup Australis. **FEMS Microbiology Letters**, v. 89, n. 5, p. 287–297, jul. 1992.

COÊLHO, A. G. M. As aves da Estação Ecológica do Tapacurá, Pernambuco. **Notulae Biologicae**, Recife, 2<sup>a</sup> ed. p.1-18, 1979.

COLE J.R., SULZER C.R.; PULSSELY P.R. Improved microtechnique for the leptospiral microscopic agglutination. **Appl. Microbiol.** v. 25, p. 976-980, 1973.

CORDEIRO, F., C. SULZER, A. RAMOS. *Leptospira interrogans* in several wildlife species in southwest. Brasil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**. v.1, p.19-29, 1981.

COUTINHO, R.Q.; et al. Características climáticas, geológicas, geomorfológicas e geotécnicas da Reserva Ecológica de Dois Irmãos. In: MACHADO, I. C.; LOPES, A. V.; PÔRTO, K. C. (Org.). Reserva Ecológica de Dois Irmãos: estudos em um remanescente de Mata Atlântica em área urbana (Recife Pernambuco-Brasil). Recife: **Editora Universitária UFPE**, p. 21-50, 1998.

CPRM - Serviço Geológico do Brasil- Projeto cadastro de fontes de abastecimento por água subterrânea. Diagnóstico do município de Chã Grande, estado de Pernambuco / Recife: CPRM/PRODEEM, 2005.

SES. Secretaria Estadual de Saúde de Pernambuco. Disponível em: <<http://www.diariodepernambuco.com.br/app/noticia/vida->

urbana/2018/07/10/interna\_vidaurbana,756983/ses-reforca-cuidados-para-evitar-casos-de-leptospirose.shtml> Acesso em: 20 dez. 2018.

DA SILVA, A. S. et al. Seroprevalence of *Trypanosoma evansi* infection in capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) from a nonendemic area in Brazil. **Journal of Veterinary Diagnostic Investigation**, v. 28, n. 2, p. 171–174, mar. 2016.

DAHER, E. D. F.; ABREU, K. L. S. DE; SILVA JUNIOR, G. B. DA. Insuficiência renal aguda associada à leptospirose. **Jornal Brasileiro de Nefrologia**, v. 32, n. 4, p. 408–415, dez. 2010.

DASZAK, P.; CUNNINGHAM, A. A. Emerging infectious diseases – A key role for Conservation Medicine. In: AGUIRRE, A. A.; OSTFELD, R. S.; TABOR, G. M.; HOUSE, C.; PEARL, M. C. (Eds.). **Conservation medicine – ecological health in practice**. New York: Oxford University, p. 40–61, 2002.

DE PAULA, C. D. **Dinâmica populacional da leptospirose em capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) de vida livre**. Dissertação (Mestrado). Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 65 p., 2003.

DI-CHIACCHIO, R. G. et al. Health evaluation and survey of zoonotic pathogens in free-ranging capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Journal of Wildlife Diseases**, v. 50, n. 3, p. 496–504, jul. 2014.

DI-CHIACCHIO, R. G. M. **Avaliação sanitária de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) de vida livre presentes na região da Cantareira - zona norte de São Paulo**. Dissertação (Mestrado em Patologia Experimental e Comparada) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidad de São Paulo, São Paulo, 2012.

DIETRICH, M. et al. *Leptospira* and Bats: Story of an Emerging Friendship. **PLOS Pathogens**, v. 11, n. 11, p. e1005176, 12 nov. 2015.

EMMONS, L. H. Neotropical Rainforest Mammals. A field guide. **The University of Chicago Press**, Chicago, 1990.

EUGENE, E. J. et al. Evaluation of two immunodiagnostic tests for early rapid diagnosis of leptospirosis in Sri Lanka: a preliminary study. **BMC Infectious Diseases**, v. 15, n. 1, dez. 2015.

EVERARD, C. O. & CARRINGTON. An investigation of some risk factors for severe leptospirosis on Barbados. **The Journal of tropical medicine and hygiene**, v. 95, n. 1, p. 13-22, 1992.

FAINE S. Guidelines for Control of Leptospirosis. Geneva: **W.H.O**; 171p, 1982.

- FAINE, S. *Leptospira* and leptospirosis. Boca Raton: **CRC Press**, 353 p, 1994.
- FAINE, S.; et al. *Leptospira* and leptospirosis Melbourne: **MedSci**, 2.ed. 272p, 1999.
- FARR R. W. Leptospirosis. **Clin Infect Dis**; Quiz 7–8. v. 21, p. 1–6; 1995.
- FARRELLY, H. E.; ADLER, B.; FAINE, S. Opsonic monoclonal antibodies against lipopolysaccharide antigens of *Leptospira interrogans* serovar hardjo. **Journal of Medical Microbiology**, v. 23, n. 1, p. 1–7, 1 fev. 1987.
- FERRAZ, K. P.M.B. Damage caused by capybaras on a corn field. **Scientia Agricola**, v.60, p. 191-194, 2003.
- FERRAZ, K. P.M.B., et al. Biologia e manejo da capivara: do controle de danos ao máximo rendimento sustentável. In: Mattos, W. R. S. (ed.). A Produção Animal na Visão dos Brasileiros. **Brasília: Sociedade Brasileira de Zootecnia**. p. 580-588, 2001.
- FERREIRA, A. S. et al. Direct Detection and Differentiation of Pathogenic *Leptospira* Species Using a Multi-Gene Targeted Real Time PCR Approach. **PLoS ONE**, v. 9, n. 11, p. e112312, 14 nov. 2014.
- FIDEM, Fundação de Desenvolvimento da Região Metropolitana do Recife. **Ortofotocarta 8105**, Recife, 1984.
- FONTANA I. **Avaliação do papel do porco monteiro na cadeia epidemiológica da leptospirose em sub-regiões do Pantanal sul-mato-grossense**. Dissertação de Mestrado em Saúde Animal, Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, 2011.
- FONZAR, U.J.V. **Análise geográfica da ocorrência da leptospirose em humanos e em cães na cidade de Maringá, Paraná, Brasil**. Tese (Doutorado em Doenças Tropicais) - Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Botucatu, 104p. 2010.
- GALTON M.M. et al. Application of a microtechnique to the agglutination test for leptospiral antibodies. **Appl. Microbiol.** v 13, p. 81-85, 1965.
- GARCIAS, F. M.; BAGER, A. Estrutura populacional de capivaras na Estação Ecológica do Taim, Brasil, RS. **Ciência Rural**, v. 39, n. 8, p. 2441–2447, nov. 2009.
- GLOBO. Capivara na orla de Olinda chama a atenção de moradores. Disponível em: <<https://g1.globo.com/pernambuco/noticia/capivara-na-orla-de-olinda-chama-a-atencao-de-moradores.ghtml>> Acesso em: 15 jan. 2019

GÖKMEN, T. G. et al. Comparison of 16S rRNA-PCR-RFLP, LipL32-PCR and OmpL1-PCR methods in the diagnosis of leptospirosis. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 58, n. 0, 2016.

GOMES, MARCOS J.P. Gênero *Leptospira* spp. Rio Grande do Sul, 2013. Disponível em: <<http://www.ufrgs.br/labacvet>>. Acesso em: 03 jan. 2019

GONZÁLEZ GALLO J.A; JIMÉNEZ, R; MARTÍNEZ. Leptospirosis in pigs in Villa Clara. 1990.

GOUVEIA, E. L. et al. Leptospirosis-associated Severe Pulmonary Hemorrhagic Syndrome, Salvador, Brazil. **Emerging Infectious Diseases**, v. 14, n. 3, p. 505–508, mar. 2008.

GUIMARÃES, M. C., et al. Epidemiologia e controle da leptospirose em bovinos. Papel do portador e o seu controle terapêutico. **Comunicação Científica da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da USP, São Paulo**, v. 6-7, n. 1-4, p. 21-34, 1982-1983.

HAAKE, D. A.; LEVETT, P. N. Leptospirosis in Humans. In: ADLER, B. (Ed.) **Leptospira and Leptospirosis**. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, v. 387, p. 65–97, 2015.

HAMBURGER, Z. A. Crystal Structure of Invasin: A Bacterial Integrin-Binding Protein. **Science**, v. 286, n. 5438, p. 291–295, 8 out. 1999.

HATHAWAY, S. C.; BLACKMORE, D. K.; MARSHALL, R. B. Leptospirosis in free-living species in New Zealand. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 17, n. 4, p. 489–496, out. 1981.

HERRERA, E. A. and D. W. MACDONALD. Aggression, dominance, and mating success among capybara males (*Hydrochaeris hydrochaeris*). **Behavioral Ecology**, v. 4, n. 2, p. 114-119, 1993.

HERRERA, E. A. **The Behavioural Ecology of Capybara, *Hydrochoerus hydrochaeris***. Ph.D. Dissertação, University of Oxford, Oxford, U. K. 227 p, 1986.

HERRERA, E. A.; MACDONALD, D. W. Resource Utilization and Territoriality in Group-Living Capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **The Journal of Animal Ecology**, v. 58, n. 2, p. 667, jun. 1989.

HOMEM, V. S. F. **Brucelose, leptospirose e tuberculose em Uruará, PA, município da amazônia oriental. Estudo da população bovina e humana**. Dissertação

(Mestrado) Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 76 p, 1999.

IBGE, Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Manuais Técnicos em Geociências: **Manual Técnico da Vegetação Brasileira**, n.1, Rio de Janeiro, 2012.

IPCC. Climate Change 2007: Synthesis Report. Contribution of Working Groups I, II and III to the Fourth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change. Geneva, Switzerland: IPCC, 2007.

ITO, F. H.; et al. Evidência sorológica de brucelose e leptospirose e parasitismo por 49 ixodídeos em animais silvestres do pantanal sul-mato-grossense. **Ars Veterinária**, v. 14, n. 3, p. 302-310, 1998.

JELAMBI F. Leptospirosis em chiguires (*Hydrochaeris hydrochaeris*). In: Jornadas Veterinárias Maracay: **Instituto de Investigaciones Veterinárias/ CENIAP/MAC**. p. 791–3, 1974.

JELAMBI, F. et al. Leptospirosis of domestic animals (pig, cattle, horse, dog) in Venezuela. **Vet. Trop.**, Caracas, v.1, p. 63-71, 1976.

JOBINS, S. E.; ALEXANDER, K. A. Evidence of *Leptospira* sp. infection among a diversity of African wildlife species: beyond the usual suspects. **Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 109, n. 5, p. 349–351, maio 2015.

JOST, B. H. et al. A monoclonal antibody reacting with a determinant on leptospiral lipopolysaccharide protects guinea pigs against leptospirosis. **Journal of Medical Microbiology**, v. 22, n. 3, p. 269–275, 1 nov. 1986.

KASPER, D. L., et al., Medicina interna de Harrison- **Editora Artmed**, – Porto Alegre: AMGH, 19ed, 2017.

KMETY, E.; DIKKEN, H. Classification of the species *Leptospira interrogans* and history of its serovars. Groningen: **University Press**, 1993.

KO, A. I. et al. Urban epidemic of severe leptospirosis in Brazil. **The Lancet**, v. 354, n. 9181, p. 820–825, set. 1999.

KO, A. I.; GOARANT, C.; PICARDEAU, M. *Leptospira*: the dawn of the molecular genetics era for an emerging zoonotic pathogen. **Nature Reviews Microbiology**, v. 7, n. 10, p. 736–747, out. 2009.



- LANGONI, H. et al. Anti-leptospirosis agglutinins in Brazilian capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Journal of Venomous Animals and Toxins including Tropical Diseases**, v. 22, n. 1, dez. 2016.
- LEIGHTON, F. A.; KUIKEN, T. Leptospirosis. In: WILLIAMS, E. S.; BARKER, I. K. (Ed.). *Infectious diseases of wild mammals*. 3. ed. Ames: Iowa State Press, p. 498-502, 2001.
- LEVETT P. N. Leptospirosis. **Clin Microbiol Rev**, v: 14, p. 296–326, 2001.
- LOMAR, A. V.; DIAMENT, D.; TORRES, J. R. Leptospirosis in Latin America. **Infectious Disease Clinics of North America**, v. 14, n. 1, p. 23–39, mar. 2000.
- LORD, R. A descriptive account of capybara behaviour. **Studies on Neotropical Fauna and Environment**. v. 29, p. 11-22, 1994.
- LUO, Y. et al. Crystal structure of enteropathogenic *Escherichia coli* intimin–receptor complex. **Nature**, v. 405, n. 6790, p. 1073–1077, jun. 2000.
- MACDONALD, D. W. Dwindling resources and the social behaviour of Capybaras, (*Hydrochoerus hydrochaeris*) (Mammalia). **Journal of Zoology**, v. 194, n. 3, p. 371–391, jul. 1981.
- MARTINS, G.; LILENBAUM, W. The panorama of animal leptospirosis in Rio de Janeiro, Brazil, regarding the seroepidemiology of the infection in tropical regions. **BMC Veterinary Research**, v. 9, n. 1, p. 237, 2013.
- MARVULO, M. F. V. et al. Detection of *Leptospira* in two free living populations of capybaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) from São Paulo State, Brazil. **Anais**. Bridgetown: International Leptospirosis Society, 2002.
- MATSUNAGA, J. et al. Pathogenic *Leptospira* species express surface-exposed proteins belonging to the bacterial immunoglobulin superfamily: Leptospiral Ig-like protein family. **Molecular Microbiology**, v. 49, n. 4, p. 929–946, 4 jul. 2003.
- MCBRIDE, A. J. A. et al. Genetic diversity of the Leptospiral immunoglobulin-like (Lig) genes in pathogenic *Leptospira* spp. **Infection, Genetics and Evolution**, v. 9, n. 2, p. 196–205, mar. 2009.
- MEDEIROS, A. P. et al. Spotted fever group *Rickettsia* infecting ticks (Acari: Ixodidae) in the state of Santa Catarina, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 106, n. 8, p. 926–930, dez. 2011.

- MENDES, A. et al. A note on the cecotrophy behaviour in capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*). **Applied Animal Behaviour Science**, v. 66, p.161-167, 2000.
- MILAGRES, B. S. **Perfil sorológico de algumas infecções em capivara (*Hydrochaeris hydrochaeris*) capturadas nos estados de São Paulo e Minas Gerais, Brasil**- Viçosa: Dissertação de mestrado; UFV, 2004.
- MONES, A.; OJASTI, J. *Hydrochoerus hydrochaeris*. **Mammalian Species**, v 264, p. 7, 1986.
- MONJE L.D. et al. Molecular detection of the human pathogenic Rickettsia sp. strain Atlantic rainforest in *Amblyomma dubitatum* ticks from Argentina. **Vector Borne Zoonotic Dis.** v. 15, n. 2, p. 167-169, 2015.
- MOREIRA, J.R. Capivaras: biologia, ecologia e controle. Febre maculosa: dinâmica da doença, hospedeiros e vetores, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2013.
- NASCIMENTO, A. L. T. O. et al. Genome features of *Leptospira interrogans* serovar Copenhageni. **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, v. 37, n. 4, p. 459–477, abr. 2004.
- NEO, F.A.; MELO, J.S.C. Efeito do manejo de capivaras na ocorrência de carrapatos em áreas com transito de humanos. **Holos Environment** v.12(2), p.250-251, 2012.
- NISHIYAMA, Shirley Miti et al. Perfil sorológico de capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) mantidas em cativeiro. In: IN: VI Congresso e XI Encontro de Associação Brasileira de Animais Silvestres (**ABRAVAS**). 2002.
- NOGUEIRA, M. F.; et al. Detecção de anticorpos anti-*Leptospira* spp. e anti-*Brucella abortus* em capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MICROBIOLOGIA, 19, Rio de Janeiro. **Anais**. Sociedade Brasileira de Microbiologia. p. 120, 1997.
- OBIEGALA, A. et al. Prevalence and Genotype Allocation of Pathogenic *Leptospira* Species in Small Mammals from Various Habitat Types in Germany. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, v. 10, n. 3, p. e0004501, 25 mar. 2016.
- OJASTI, J. Notes on the mating behavior of the capybara. **J. Mammal, Lawrence**, v. 49, p. 534-35. 1968.
- OJASTI, J. Estudio biológico del chigüire o capibara. **Caracas: Fondo Nacional de Investigaciones Agropecuarias (FONAIAP)**, 275p. 1973.

- OJASTI, J. Human exploitation of capybara. In: ROBINSON, J. G.; REDFORD, K. H. (Ed.). Neotropical wildlife use and conservation. Chicago: **The universit of Chicago Press**, p. 236-254, 1991.
- OJASTI, J.; BURGOS, S. Density regulation in population of capybara. **Acta Zoologica Fennica**. v.173, p.281-833, 1985.
- ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DE SAÚDE ANIMAL –OIE. **Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals**. 2009.
- PACHALY, J.R.; et al. Order Rodentia (rodents). In: FOWLER, M.E.; CUBAS, Z.S. Biology, medicine and surgery of South America wild animals. **Iowa: IOWA STATE UNIVERSITY**, p. 225-237, 2001.
- PAIXÃO M. S., et al. Serology, isolation, and molecular detection of *Leptospira* spp. from the tissues and blood of rats captured in a wild animal preservation centre in Brazil. **Prev Vet Med.**; v. 115(1–2): p. 69–73, 2014.
- PAJUABA NETO, N.A.A. **Capivaras em áreas antropizadas de Uberlândia- MG: percepção da sociedade**. Dissertação mestrado- Universidade Federal de Uberlândia, Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias. 81 p. 2017.
- PAPPAS, G. et al. The globalization of leptospirosis: worldwide incidence trends. **International Journal of Infectious Diseases**, v. 12, n. 4, p. 351–357, jul. 2008.
- PAULA, C. D. Isolamento de *Leptospira* em capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) de vida livre. In: V Congresso Brasileiro da Associação Brasileira de Veterinários de Animais Selvagens. **Anais**. ABRAVAS, SP; 25 p, 2001.
- PEREIRA, H.F.A.; ESTON, M.R. Biologia e manejo de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) no Parque Estadual Alberto Löfgren, São Paulo, Brasil. **Revista Instituto Florestal**, v. 19(1): p. 55-64, 2007.
- PERNAMBUCO. Decreto nº 40.547, de 28 de março de 2014. Amplia os limites da unidade de conservação Parque Estadual de Dois Irmãos. Diário Oficial do Estado de Pernambuco, 2014.
- PICARDEAU, M. et al. Genome Sequence of the Saprophyte *Leptospira biflexa* Provides Insights into the Evolution of *Leptospira* and the Pathogenesis of Leptospirosis. **PLoS ONE**, v. 3, n. 2, p. e1607, 13 fev. 2008.
- PIMENTEL, J. S. et al. Inquérito sorológico para toxoplasmose e leptospirose em mamíferos selvagens neotropicais do Zoológico de Aracaju, Sergipe. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 29, n. 12, p. 1009–1014, dez. 2009.

PORAQUI. Família se depara com grupo de capivaras na Torre. Disponível em: <<https://poraqui.com/grande-recife/familia-se-depara-com-grupo-de-capivaras-na-torre/>>

Acesso em: 15 jan. 2019

PRAGER, K. C. et al. Asymptomatic and chronic carriage of *Leptospira interrogans* serovar Pomona in California sea lions (*Zalophus californianus*). **Veterinary Microbiology**, v. 164, n. 1–2, p. 177–183, maio 2013.

PRESCOTT J. Prevalence of antibody to leptospiral serovars in veterinarians and slaughterhouse workers in Nova Scotia. **Can. Vet.**, v. 33, p. 276, 1992.

PRESCOTT, J. F.; ZUERNER, R. L. Leptospira. In: GYLES, C. L.; THOEN, C. O. (Ed.). Pathogenesis of bacterial infections in animals. 2. ed. Ames: Iowa State University Press, p. 287-296, 1993.

QUEIROGAS, V.L. **Capivaras (Rodentia) e Carrapatos (Acari:Ixodidae): alterações ecológicas e a interação do hospedeiro e parasita em áreas urbanas.** Dissertação de mestrado. Universidade Federal de Uberlândia, 2010.

RATNAM S. Leptospirosis: an Indian perspective. **Indian Journal of Medical Microbiology**. v. 12: p. 228-239, 1994.

REN, S.-X. et al. Unique physiological and pathogenic features of *Leptospira interrogans* revealed by whole-genome sequencing. **Nature**, v. 422, n. 6934, p. 888–893, abr. 2003.

RODRIGUES, C. M. One Health: Subsídios para uma análise ampliada da leptospirose como uma zoonose negligenciada. **Revista Eletrônica Estácio Saúde**, v. 4, n. 2, p. 103-116, 2015.

SANTA ROSA, C.A. et al. Leptospirosis in wildlife in Brazil; isolation of a new serotype in the pyrogenes group. **American Journal of Veterinary Research**: v. 36(9): p 13635, 1975.

SCIALFA, E. et al. First Isolation of *Leptospira interrogans* from *Lycalopex griseus* (South American Gray Fox) in Argentina Shows New MLVA Genotype. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 49, n. 1, p. 168–172, jan. 2013.

SHANG, E. S., SUMMERS, T. A. & HAAKE, D. A. Molecular cloning and sequence analysis of the gene encoding LipL41, a surface-exposed lipoprotein of pathogenic *Leptospira* species. **Infect. Immun.** v. 64, p. 2322–2330, 1996.

SHIMABUKURO, J. S. **Estudo da soroprevalência de *Leptospira* spp. em capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) na bacia hidrográfica do Alto Tietê, SP.** Dissertação

(Mestrado em Medicina Veterinária) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 50 p. 2006.

SHIPLEY L. A. Grazers and browsers: how digestive morphology affects diet selection. In: Launchbaugh K. L.; Mosley J. C. & Sanders K. D. (eds) **Grazing behavior of livestock and wildlife**. Moscow, University of Idaho. 1999.

SILVA G. M. et al. Detecção de anticorpos anti-*Leptospira* spp. em trabalhadores urbanos e rurais do município de Garanhuns, Pernambuco. *Revista Veterinária*, v. 29, n. 4, p.106, 2013.

SILVA, É. F. et al. Soroprevalência da infecção leptospiral em capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) abatidas em um frigorífico do Rio Grande do Sul. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 29, n. 2, p. 174–176, fev. 2009.

SILVA, F.J. et al. Prevalência e fatores de risco de leptospirose bovina no Estado do Maranhão. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.32, p.303-312, 2012.

DA SILVA, L.G. **Incidência de leptospirose em animais e em seres humanos em região representativa do noroeste do estado do Rio de Janeiro**. Dissertação (Mestrado em Produção Animal) - Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, Universidade Estadual do Norte Fluminense, Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, 70p. 2007.

SILVA, M. V. et al. Behaviour of specific IgM, IgG and IgA class antibodies in human leptospirosis during the acute phase of the disease and during convalescence. **The Journal of tropical medicine and hygiene**, v. 98, n. 4, p. 268-272, 1995.

SOUZA, C. E. et al. Valores hematológicos de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) Rodentia:Hydrochoeridae) de vida livre na região de Campinas-SP. **Ciência Rural**, v. 36, n. 4, p. 1321–1324, ago. 2006.

SOUZA, V.M.M. et al. Leptospirose no Brasil. **Rev Saúde Pública**, 2011.

TOMAZZONI, A.C. Ecologia da capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*, Linnaeus 1766) (Mammalia, Rodentia) na Reserva Biológica do Lami, sul do Brasil. **Dissertação de mestrado**, UFRGS, 81p, 2003.

TONETTI, A. M. **Paisagem e percepção - ocorrência de *Hydrochoerus hydrochaeris* (LINNAEUS, 1766) em áreas verdes públicas de Curitiba - PR**, Dissertação de Mestrado, UFPR, 2017.

TWIGG, G. et al. The leptospirosis reservoir in British wild mammals. **Veterinary Record**, v. 84, n. 17, p. 424–426, 26 abr. 1969.

UZÊDA, S.R., et al. Fatores relacionados à presença de anticorpos IgG anti-*Toxoplasma gondii* em caprinos leiteiros do Estado da Bahia. **Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal**, América do Norte, 5, ago. 2005.

VANASCO, N. B. et al. Associations between leptospiral infection and seropositivity in rodents and environmental characteristics in Argentina. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 60, n. 3, p. 227–235, ago. 2003.

VASCONCELLOS, S. A. O papel dos reservatórios na manutenção da leptospirose na natureza. **Comunicados Científicos da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo**, v. 11, n. 1, p. 17-24, 1987.

VASCONCELLOS, S.A. et al. Leptospirose bovina. Níveis de ocorrência e sorotipos predominantes em rebanhos dos estados de Minas Gerais, São Paulo, Rio de Janeiro, Paraná, Rio Grande do Sul e Mato Grosso do Sul, período de janeiro a abril de 1996. **Arq. Inst. Biol.** São Paulo, v.64, p.7-15, 1997.

VELASCO, A.B.; DE SOLA, R.; MARIN, E. El chigüire em Venezuela (*Hydrochaeris hydrochaeris*) y su plan de manejo. **Memória de la Fundación La Salle de Ciencias Naturales**, v.68, n.169, p.107-122, 2008.

VIJAYACHARI, P.; SUGUNAN, A. P.; SHRIRAM, A. N. Leptospirosis: an emerging global public health problem. **Journal of Biosciences**, v. 33, n. 4, p. 557–569, nov. 2008.

VINETZ J.M. Leptospirosis. **Curr Opin Infect Dis**, v. 14:527–38, 2001.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). Human leptospirosis: guidance for diagnosis, surveillance and control. International Leptospirosis Society, 2003.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). Leptospirosis: an emerging public health problem. **Wkly Epidemiol**, v. 86: p. 45–50, 2011.