

UNIVERSIDADE DE SANTO AMARO

Medicina Veterinária

**JACQUELINE MUNIZ BISCA**

**PESQUISA COPROPARASITOLÓGICA EM FELINOS DA ESPÉCIE  
*PUMA CONCOLOR*, MANTIDOS EM UM CENTRO PARA  
CONSERVAÇÃO E REABILITAÇÃO DE ANIMAIS SILVESTRES, NO  
MUNICÍPIO DE JUNDIAÍ, SP.**

**SÃO PAULO**

**2012**

**SÃO PAULO**

2012

JACQUELINE MUNIZ BISCA

**PESQUISA COPROPARASITOLÓGICA EM FELINOS DA ESPÉCIE  
*PUMA CONCOLOR*, MANTIDOS EM UM CENTRO PARA  
CONSERVAÇÃO E REABILITAÇÃO DE ANIMAIS SILVESTRES, NO  
MUNICÍPIO DE JUNDIAÍ, SP.**

“Trabalho de Conclusão de Curso apresentado para obtenção do título de Bacharel em Medicina Veterinária da Universidade de Santo Amaro, sob a orientação do Prof. Dr. Valeria Castilho Onofrio”.

**JACQUELINE MUNIZ BISCA**

**PESQUISA COPROPARASITOLÓGICA EM FELINOS DA ESPÉCIE  
*PUMA CONCOLOR*, MANTIDOS EM UM CENTRO PARA A  
CONSERVAÇÃO E REABILITAÇÃO DE ANIMAIS SILVESTRES, NO  
MUNICÍPIO DE JUNDIAÍ, SP.**

Monografia apresentada para obtenção do título de bacharel em  
Medicina Veterinária a Faculdade de Medicina veterinária da  
Universidade de Santo Amaro.

Data de aprovação: \_\_\_/\_\_\_/\_\_\_

BANCA EXAMINADORA

---

Prof. Valeria Castilho Onofrio  
UNIVERSIDADE DE SANTO AMARO

---

Prof. Celso Martins Pinto  
UNIVERSIDADE DE SANTO AMARO

## Agradecimentos

Primeiramente gostaria de agradecer aos meus pais Adylson e Rita, por me proporcionarem a realização do meu maior sonho e minha irmã Mariane Muniz. Obrigada por todo suporte durante esses cinco anos de faculdade.

A todos os meus familiares, principalmente minhas princesas Carolina e Manuela.

Aos amigos de sala, Yasmin Fittipaldi, Claudia Satriani, Lara Burghi, Natalia Sanhueza, Renata Del Bianco, Raissa Amaral, Luis Felipe, Pedro Fejes e Rafael Gouveia, Marina Nunes e Débora Sargaço sem vocês a faculdade não teria tanto sentido, obrigada por cada momento de diversão, ansiedade em semanas de provas, enfim obrigada por tudo, espero que todos tenham muito sucesso.

Também aqueles amigos da época de colegial, que mesmo com a distância tenho certeza que nada mudou, muito obrigada por todo o apoio e por sempre acreditarem em mim, Venessa Uehara, Bruna Granero, Danielle Saucedo, Barbara Ferreira, Natalia Adachi, Maiara Sayuri, Alessandra Guimarães e Eduardo Sgroi.

A todos os professores, que com cada bronca, cada prova, cada brincadeira, cada matéria nova, graças a tudo isso hoje posso dizer que me sinto segura para exercer minha futura profissão. Principalmente ao Professor Celso Martins Pinto que me aguentou durante todos esses anos, por todo o conhecimento passado, por todos os conselhos e claro por todas as oportunidades que você me deu.

A Ligia, Laura de Paula, Mentinha, Renata Heinz, Daniela Akemi, Guilherme Duarte, vocês foram maravilhosos durante este período de estagio obrigatório, sei que posso contar com vocês pra tudo.

Mentinha de Barros passei apenas dois meses com você, e não tenho palavras pra te agradecer em cada conselho, em todas as instruções sobre avezinhas que um dia vou conseguir entender e diferenciar muitas espécies, pra

mostrar que fui uma ótima aluna. Graças as suas palavras consegui admitir meus erros, e a cada dia procuro amadurecer mais profissionalmente.

Renata Heinz, estudamos juntas durante cinco anos e só durante esses estágios pude realmente conhecer você, muito obrigada por todos os momentos no estágio, você se mostrou uma amiga maravilhosa pra mim, me ajudando e apoiando no momento que mais precisei de ajuda. Sou eternamente grata por você amiga socorrista.

A minha orientadora Valeria Castilho Onofrio pela compreensão e ajuda durante toda elaboração deste trabalho de conclusão de curso.

A Cristina Arume pela oportunidade de estágio na Associação Mata Ciliar, e por proporcionar as onças pardas para pesquisa deste trabalho.

Aos tratadores, Guilherme de Barros, Marcos Antonio e Thiago Araujo agora amigos da Associação Mata Ciliar pela ajuda nas coletas e observação dos animais durante o trabalho.

Agradeço a cada pessoa que sempre esteve ao meu lado, acreditando, me apoiando.

## Resumo

O *Puma concolor* é o segundo maior felino do Brasil, sendo o mais adaptado em diferentes tipos de ecossistemas. Devido à fragmentação do seu habitat e o crescente número de exemplares em cativeiro, conseqüentemente também há o aparecimento de muitos problemas, como o surgimento de parasitoses. Em pumas já foi relatado parasitismo por ectoparasitas da família Ixodidae e endoparasitas de diferentes espécies. Este estudo visou avaliar o parasitismo gastrointestinal de dez onças pardas mantidas em cativeiro em Jundiaí, SP. Amostras fecais foram coletadas e processadas através dos métodos de WILLIS e FAUST, tendo sido constatado que 50% delas estavam parasitadas por *Giardia* sp., *Ancylostoma* sp., *Toxocara* sp., *Toxascaris* sp., *Spirocerca lupi* e *Isoospora* sp. Esses animais podem ser importantes portadores e disseminadores destas parasitoses. Mais estudos precisam ser realizados para a avaliação da importância dessa espécie como portadora desses parasitas e o quadro clínico que possam vir a apresentar em cativeiro. Para interromper o ciclo dos parasitas, além de realizar tratamento com anti-helmínticos e antibióticoterapia, em alguns casos, deve ser feito o manejo profilático correto a fim de impedir a disseminação destas parasitoses, algumas delas de caráter zoonótico.

Palavras chaves: *Puma concolor*, cativeiro, parasitoses, zoonoses, manejo sanitário.

---

## ABSTRACT

The Cougar (*Puma concolor*) is the second largest cat in Brazil, being the most adapted in different types of ecosystems. Due to the fragmentation of their habitat and the number of this species in captivity has been increasing, there is also the appearance of many problems such as the emergence of parasites. Cougars already had been reported parasited by ectoparasites of the family Ixodidae and different species of endoparasites. This study aimed to evaluate the gastrointestinal parasitism of ten pumas kept in captivity in Jundiaí, SP. Fecal samples were collected and processed by the methods of WILLIS and FAUST having been found that 50% were parasitized by *Giardia* sp., *Ancylostoma* sp., *Toxocara* sp., *Toxascaris* sp., *Spirocerca lupi* and *Isospora* sp. These animals can be carriers and disseminators of these important parasites. More studies should be conducted to prove the importance of the species as a bearer of parasites and the clinical signs that they may present in captivity. To interrupt the cycle of the parasites in addition to performing treatment with anti-helminthic and antibiotic therapy, in some cases, must be done the correct prophylactic management in order to prevent the dissemination of these parasites, some zoonotic.

Keywords: *Puma concolor*, captivity, parasites, zoonotic, sanitary management.

---

## LISTA DE FIGURAS

**Figura 1** - Localização dos recintos M1 e M2 no Centro de Conservação e Reabilitação de Animais Silvestres.

**Figura 2** - Cistos de *Giardia* sp. identificados pelo método de FAUST.

**Figura 3:** Ovos de *Ancylostoma* sp. e *Toxocara cati* visualizados pelo método de FAUST.

**Figura 4:** Ovo de *Ancylostoma brasiliense* identificado pelo método de WILLIS.

**Figura 5** - Descongelamento das carnes de avestruz, acondicionadas em bandejas na temperatura ambiente.

**Figura 6** - Carne de avestruz acondicionada em bandeja aberta e em contato com vetores.

## LISTA DE TABELAS

**Tabela 1** - Associação entre o RG original e o novo número de identificação dos animais estudados.

**Tabela 2** - Idade e tempo de cativeiro das onças pardas.

**Tabela 3** - Datas da realização das coletas de amostras de fezes.

**Tabela 4** - Número de amostras positivas por animal estudado.

**Tabela 5** - Grau de parasitismo dos animais positivos, analisado pela classificação por cruzes.

## LISTA DE GRÁFICOS

**Gráfico 1** - Porcentagem de parasitas encontrados em amostras fecais positivas.

**Gráfico 2** - Porcentagem de animais infectados pelos parasitas encontrados nas amostras de fezes.

**Gráfico 3** - Quantidade de amostras positivas correspondente a cada parasita por animal analisado.

## LISTA DE ABREVIATURAS

1. IBAMA: Instituto Brasileiro do Meio Ambiente
2. IUCN: A União Internacional para Conservação da Natureza e dos Recursos Naturais.
3. MMA: Ministério do Meio Ambiente
4. P.: *Puma*
5. A.: *Ancylostoma*
6. T.: *Toxocara*
7. HD: Hospedeiro Definitivo
8. HI: Hospedeiro Intermediário

## SUMÁRIO

1. Introdução.....	13
1.1 Felinos.....	13
1.2 Medicina Preventiva.....	15
1.3 Estresse.....	16
1.4 Parasitismo.....	17
2. Objetivo.....	19
3. Material e Método.....	20
3.1 Local de Estudo.....	20
3.2 Animais.....	20
3.3 Coleta e Processamento da Amostra.....	20
3.4 Coleta de Informações.....	21
3.5 Análise dos Resultados.....	21
4. Resultados.....	22
4.1 Animais Estudados.....	22
4.2 Parasitas Encontrados.....	24
4.3 Manejo Sanitário e Alimentar.....	30
5. Discussão.....	33
6. Conclusão.....	38
7. Referências.....	39

## 1. INTRODUÇÃO

### 1.1 Felinos

A Ordem Carnívora possui este nome devido aos hábitos alimentares e ao grau de particularidades que tornaram os animais desta classe capazes de capturar, matar e desmembrar a presa através dos dentes, mandíbulas e crânio especializados para tal. Existem, porém inúmeras diferenças entre as várias espécies desta ordem quanto aos hábitos alimentares, comportamento de predação, morfologia e biomecânica de caça (REIS et al.,2011, apud BIKNEVICIUS e VAN VALKENBURG, 1996).

Está dividida em duas subordens Feliformia (Feloidea) e Caniformia (Canoidea). Existem atualmente 15 famílias e 287 espécies de carnívoros em todo o mundo (WOZENCRAFT, 2005). No Brasil ocorrem 28 espécies representadas pelas famílias Felidae, Canidae, Mustelidae, Otariidae, Mephitidae e Procyonidae.( REIS et al.,2011).

Felídeos que habitam as Américas, entre o México e a Argentina são denominados de felinos neotropicais, com exceção da jaguatirica, onça parda e gato mourisco que também ocorrem nos Estados Unidos e Canadá. (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007). Oliveira e Cassaro (2005) dividem as espécies de felinos neotropicais em três linhagens: maracajá, puma e pantera.

O gênero *Puma* abrange duas espécies que são *Puma concolor* e *Puma yaguaroundi*. A suçuarana (*P. concolor*) também conhecida como onça parda, puma, leão das montanhas é a segunda maior espécie de felino no Brasil. De hábitos solitários, possuem atividade diurna e noturna, sendo esta última predominante. (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007; OLIVEIRA e CASSARO, 1999).

De acordo com Shaw et al., 2007 o *P. concolor* possui 32 subespécies já descritas, sendo esta baseada na variação geográfica, tamanho, cor, textura da pelagem, comprimento e detalhes de estruturas craniais e dentárias. No Brasil está dividida em duas subespécies: *P. concolor caprocornensis* e *P. concolor greeni* localizadas no sul e nordeste do país, respectivamente. (OLIVEIRA e CASSARO, 2005; SHAW et al., 2007).

É o felídeo de maior área de distribuição no continente americano, ocorrendo do oeste do Canadá ao extremo sul da América do Sul (OLIVEIRA e CASSARO, 2005). Podem ser encontrados em várias zonas ecológicas do Brasil e das Américas, sendo a espécie de felino neotropical mais adaptada a viver em diferentes tipos de ecossistemas.

Sua dieta é exclusivamente carnívora e suas presas variam entre aves, répteis e mamíferos, é considerado um predador generalista se adaptando a ambientes secundários (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007; FANFA et al., 2011; SHAW et al., 2007).

A classificação do nível de extinção do *Puma concolor* difere entre os órgãos, sendo considerada espécie vulnerável pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente – IBAMA em 2003. A União Internacional para Conservação da Natureza e dos Recursos Naturais (IUCN), juntamente ao livro vermelho da Fauna Brasileira do Ministério do Meio Ambiente (MMA), a listam como criticamente ameaçada de extinção.

Os principais fatores para que isso tenha ocorrido são: atropelamento, fragmentação e destruição do seu habitat através de queimadas e desmatamento, o que leva a redução das presas e os animais a se aproximarem de fazendas para predação de criações domésticas, levando a alta pressão de caça que sofrem (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007; MAZZOLLI, 1993; ROSSI JUNIOR et al., 2005; SHAW et al., 2007).

A fragmentação e a destruição dos habitats naturais da onça parda levaram ao surgimento de problemas antes inexistentes. Com isso, houve a necessidade da criação do Centro de Reabilitação de Animais Silvestres- CRAS que desempenha um trabalho de resgate, cuidados médicos e encaminhamento do animal de acordo com o estado do mesmo.

Cada vez é maior o número de animais em cativeiro devido à impossibilidade de soltura destes, seja por motivo de trauma ou lesão, necessitando de cuidados médicos por muito tempo, ou até mesmo lesões irreversíveis que prejudicam a qualidade de vida do animal na natureza. Nesse contexto, a criação *ex situ* acaba sendo uma boa estratégia para a preservação da espécie (CASTRO, 2009).

## 1.2 Medicina Veterinária Preventiva

Juntamente com o surgimento da criação em cativeiro, apareceram outros problemas como a disseminação de doenças, incluindo as zoonoses e parasitoses, entre outras. Para tentar minimizar estes problemas foi criado o conceito de “medicina veterinária preventiva”, que se instala através de manejo sanitário adequado e da biossegurança.

O manejo sanitário correto estabelece condutas padronizadas que englobam a existência de um quarentenário, condutas que incluam limpeza adequada dos recintos, dos equipamentos de limpeza e contenção física, destinação correta dos resíduos, controle de animais sinantrópicos e pragas, além do treinamento dos tratadores (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007).

Além do manejo sanitário o programa de biossegurança, por ser mais abrangente, é de extrema importância para a manutenção do conceito preventivo. Este visa à proteção do animal contra a introdução no cativeiro de qualquer agente infeccioso como vírus, bactérias e parasitas. (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007).

A higienização dos recintos é uma das principais medidas profiláticas adotadas nos manejos de biossegurança. É indicada a limpeza dos mesmos com soluções apropriadas, lavagem de comedouros e bebedouros com água e sabão, retirada diária de dejetos, troca de areia do recinto a cada seis meses e manutenção da higienização com vassoura de fogo, duas vezes por mês.

Os alimentos devem ser provenientes de locais onde haja inspeção sanitária regular e precisam ser acondicionados em locais arejados e higiênicos. Devem ser estocados devidamente protegidos e a ordem de uso do alimento deve ser respeitada de acordo com a sua data de fabricação, de maneira com aqueles com data de fabricação mais antiga fiquem posicionados em primeiro lugar (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007).

Os animais sinantrópicos representam um grande risco na transmissão de patógenos para os animais em cativeiro, sendo muito preocupantes as doenças zoonóticas. São representados por roedores, pombos, animais domésticos, insetos e outros, que entram em contato direto com os animais cativos, o que não ocorreria

em ambiente natural, favorecendo assim a transmissão do patógeno e a disseminação de doenças (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007).

O sucesso do manejo sanitário para animais cativos, visa evitar a disseminação de patógenos, isto depende da assistência técnica de profissionais da área, que geralmente são médicos veterinários e biólogos habilitados para esta finalidade. Apesar dos esforços dos profissionais, a disseminação de doenças muitas de caráter zoonótico, ainda pode ocorrer. Isso devido principalmente ao contato diário entre animais e humanos, durante o manejo nutricional e limpeza dos recintos((BARBOSA; MARTINS e MAGALHÃES, 2011; CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007).

### **1.3 Estresse**

Os animais selvagens em geral são muito susceptíveis ao estresse no momento em que são contidos (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007). Já os animais mantidos em cativeiro são submetidos a condições de vida muito diferentes daquelas oferecidas na natureza, comprometendo assim o seu bem estar, principalmente devido ao estresse crônico que muitos deles desenvolvem (SILVA, 2011).

O estresse pode ser definido como uma resposta biológica que o indivíduo percebe como ameaça para sua homeostase, provocando o desequilíbrio da mesma (CASTRO, 2009). Passar por situações estressantes é uma parte normal na vida de todos os animais, como por exemplo, a reação de “luta e fuga (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007).

O estresse gera a produção do hormônio cortisol, que quando produzido em níveis normais proporciona alterações metabólicas benéficas para o animal. (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2006). Já no estresse prolongado também chamado de distresse ocorre a produção excessiva de cortisol, o que pode causar prejuízos ao organismo do animal (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007).

CASTRO 2009 cita que o distresse ocorre quando o animal está exposto a uma situação de estresse em que é necessário desviar recursos energéticos de funções biológicas normais para enfrentar o ocasionador do estresse (estressor). Este desvio é responsável por alterações como falha na reprodução, aumenta da

suscetibilidade a doenças, anorexia ou hiporexia, apatia, emagrecimento, imunodeficiência e úlceras gastrointestinais (CASTRO, 2009; CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007).

#### 1.4 Parasitismo

De acordo com Farret et al. (2008) e Müller (2005), a manutenção dos animais silvestres em cativeiro acaba tornando-os mais susceptíveis a doenças, como o aparecimento de parasitoses devido ao estresse a que são submetidos.

Segundo Müller (2005), as infecções parasitárias em felinos estão intimamente relacionadas aos hábitos e condições de vida dos animais. Alguns exemplos: ingestão de hospedeiros intermediários infectados, ingestão de água ou alimento contaminados, disseminação de parasitas pelos tratadores ou colocação dos felinos em um recinto ocupado anteriormente por outro animal infectado.

Catão-Dias; Cubas e Silva (2006) realizaram um levantamento da ocorrência de endoparasitas em felídeos silvestres mantidos em cativeiro em diversos zoológicos e criadouros do Brasil. Durante esse estudo foram identificados ovos de *Spirocerca*, *Physaloptera*; *Spirometra* sp.; *Toxocara cati*; *Toxascaris leonina*; *Capillaria* sp., *Trichuris* sp. e cistos de *Giardia intestinalis*.

Assim como Müller (2005), que em seu estudo também relatou a frequência de parasitas intestinais nos mesmos animais mantidos em cativeiro, constatando a presença de *Giardia* sp., *Toxocara* spp. e *Trichuris* sp. Catão-Dias; Cubas e Silva (2006) relataram a identificação de larvas de *Aeloustrongylus abstrusus*, *Strongyloides* sp. e alguns oocistos de *Cystoisospora felis*, *Eimeria* sp., *Toxoplasma-Hammondia* e esporocistos de *Sarcocystis* spp.

Em estudos realizados mais especificamente em *Puma concolor*, foi descrito parasitismo por ectoparasitas como os carrapatos da família *Ixodidae* e por endoparasitas como *Capillaria* sp., *Trichuris* sp., *Ancylostoma* sp., *Cryptosporidium* sp., *Toxoplasma gondii*, *Sarcocystis* sp., *Tenia omissa*, *Isospora felis*, *Alaria marcianna*, *Cylicospirura* sp., *Lagochilascaris* sp. (DUNBAR et al., 1994; FANFA, 2008; FOSTER, 2006; GREINER et al., 1989; MÜLLER, 2005; RICKARD e FOREYT, 1992; TAVELA et al. 2007).

A maioria das infecções parasitárias intestinais é assintomática, e geralmente os animais jovens são mais frequentemente e severamente parasitados (BIRCHARD e SHERDING, 1998 apud MÜLLER, 2005).

Sabendo da grande importância dos animais silvestres como portadores e disseminadores de zoonoses, considerou-se oportuno investigar a existência de parasitismo gastrointestinal nos exemplares de *Puma concolor* mantidos em cativeiro no centro de conservação e reabilitação de animais silvestres. E com base nos resultados obtidos, poder auxiliar no estabelecimento de medidas profiláticas eficazes para o controle do parasitismo desses animais, quando existente.

## **2. OBJETIVOS**

### **Geral**

O presente trabalho tem por finalidade investigar a ocorrência de parasitas gastrointestinais nos exemplares de *Puma concolor* mantidos em cativeiro em um Centro de Conservação e Reabilitação de Animais Silvestres, localizado no município de Jundiaí/SP.

### **Específicos**

- Analisar amostras fecais para avaliação do parasitismo por Nematoda, Coccídeos e Protozoários, através dos testes laboratoriais WILLIS e FAUST.
- Estabelecer o grau de parasitismo dos animais.
- Direcionar medidas profiláticas.

### **3. MATERIAL E MÉTODOS**

#### **3.1 LOCAL DE ESTUDO**

O trabalho foi realizado durante os meses de agosto e setembro de 2012, em um centro de reabilitação de animais silvestres, localizada no município de Jundiaí/SP. Um dos objetivos do local é prestar atendimento médico veterinário aos animais recebidos, provenientes de tráfico, queimadas, caça, desmatamento, entre outros. Além desse trabalho, o centro também desenvolve pesquisas com felinos em cativeiro e vida livre.

#### **3.2 ANIMAIS**

O número total de felinos no local é de setenta e um animais, variando entre as espécies de felídeos neotropicais: *Puma concolor* (onça parda), *Puma yagouaroundi* (gato-mourisco), *Leopardus colocolo* (gato-palheiro), *Leopardus geoffroyi* (gato-do-mato-grande), *Leopardus tigrinus* (gato-do-mato-pequeno), *Leopardus wiedii* (gato-maracajá) e *Leopardus pardalis* (jaguatirica).

Para esta pesquisa foi coletada amostra de dez onças pardas, sendo seis machos e quatro fêmeas, variando entre 4 filhotes, 4 jovens e 2 adultos.

A identificação dos animais mantidos no local é feita através do número de registro (RG) que os mesmos recebem após sua chegada ao Centro. Para esse estudo, cada animal recebeu um novo número de identificação, que varia de 1 a 10 e que o liga ao seu RG, também estabelecido em ordem crescente.

#### **3.3 COLETA E PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS**

Para a realização desse trabalho foram coletadas amostras fecais de dez felinos da espécie *Puma concolor* (onça parda), seis machos e quatro fêmeas mantidos em cativeiro. Oito dos animais estavam alojados em recintos individualizados e os outros dois estavam juntos. Seguindo a rotina diária já estabelecida no local, todos os dez eram submetidos ao mesmo tipo de manejo alimentar e sanitário.

Foram realizadas três coletas de cada animal, sendo obtidas duas amostras em cada uma delas, totalizando seis amostras por indivíduo. O intervalo estabelecido entre as coletas foi de sete dias. No caso dos dois animais mantidos juntos, a coleta foi individualizada, havendo acompanhamento do momento da defecação de cada um.

As amostras foram coletadas diretamente do solo do cativeiro de cada animal, com o auxílio de espátulas, sendo em seguida armazenadas em tubo de polietileno. Esse material foi enviado e processado no mesmo dia pelos laboratórios: Núcleo Diagnóstico, Laboratório de Análises Clínicas da Universidade de Santo Amaro e Laboratório de Análises Clínicas do centro de conservação e reabilitação onde foi realizado a pesquisa. As duas amostras de cada animal, coletadas no mesmo dia, foram analisadas uma no centro e a restante em um dos outros dois laboratórios citados.

Os testes de escolha para análise do material foram WILLIS e FAUST, sendo que o primeiro tem como princípio a flutuação de ovos e/ou larvas de nematodas e oocistos de protozoários, através de solução saturada. O segundo, uma técnica de sedimentação, é usado para a recuperação de ovos pesados que não flutuam em soluções saturadas, sendo indicado para a pesquisa de ovos ou larvas de helmintos e cistos de protozoários (COELHO et al, 2009; TÁPARO et al, 2006).

### **3.4 COLETA DE INFORMAÇÕES**

Informações sobre manejos alimentares e sanitários dos animais foram colhidas através de questionários realizados com os funcionários do centro de conservação e reabilitação de animais silvestres, além daquelas obtidas com as observações feitas durante o desenvolvimento do trabalho.

### **3.5 ANÁLISE DOS RESULTADOS**

A análise dos resultados foi realizado através de tabelas, onde foi calculado a prevalência destes parasitas nos animais em estudo.

## 4. RESULTADOS

### 4.1 Animais estudados

Os números de identificação (RG) originais dos 10 exemplares de *Puma concolor* mantidos em cativeiro no município de Jundiaí / São Paulo, foram associados a uma nova numeração com a qual os animais passaram a ser referidos. (Tabela 1). Somente o animal definido como número seis não possuía um RG original.

Tabela 1 - Associação entre o RG original e o novo número de identificação dos animais estudados.

<b>Número de identificação</b>	<b>Animal</b>
<b>RG</b>	
<b>77</b>	<b>1</b>
<b>78</b>	<b>2</b>
<b>254</b>	<b>3</b>
<b>260</b>	<b>4</b>
<b>261</b>	<b>5</b>
<b>--</b>	<b>6</b>
<b>6764</b>	<b>7</b>
<b>7417</b>	<b>8</b>
<b>8590</b>	<b>9</b>
<b>8591</b>	<b>10</b>

Fonte: J.M.B.

A idade dos animais estudados variou entre um e 12 anos, o mesmo ocorrendo para o tempo de permanência em cativeiro, havendo felinos que foram recebidos no período compreendido entre 2000 e 2012 (Tabela 2).

Tabela 2 - Idade e tempo de cativo das onças pardas.

<b>Animal/RG</b>	<b>Idade</b>	<b>Data de Chegada à Associação</b>	<b>Tempo do Animal em Cativo</b>
1	12 anos	15/07/2000	12 anos
2	12 anos	15/07/2000	12 anos
3	2-3 anos	30/07/2010	2 anos e 4 meses
4	2 anos	31/02/2011	1 ano e 8 meses
5	2 anos	31/02/2011	1 ano e 8 meses
6	1 ano e 7 meses	24/04/2012	6 meses
7	1 ano	09/09/2011	1 ano
8	11 meses	28/11/2011	11 meses
9	6 meses	24/07/2012	3 meses
10	6 meses	24/07/2012	3 meses

Fonte: J.M.B.

As coletas foram realizadas nos meses de Agosto e Setembro, tendo sido obtidas três amostras de cada um dos 10 felinos. A maior parte as amostras foram colhidas no mês de Setembro (Tabela 3).

Tabela 3 - Datas da realização das coletas de amostras de fezes.

<b>Animal</b>	<b>1º coleta</b>	<b>2º coleta</b>	<b>3º coleta</b>
1	14/09/2012	21/09/2012	28/09/2012
2	14/09/2012	21/09/2012	28/09/2012
3	14/09/2012	21/09/2012	28/09/2012
4	14/09/2012	21/09/2012	28/09/2012
5	14/09/2012	21/09/2012	28/09/2012
6	25/08/2012	01/09/2012	08/09/2012
7	25/08/2012	01/09/2012	08/09/2012
8	25/08/2012	01/09/2012	08/09/2012
9	25/08/2012	01/09/2012	08/09/2012
10	25/08/2012	01/09/2012	08/09/2012

Fonte: J.M.B.

Os recintos onde os felinos estavam alojados variavam de tamanho e local, sendo que os animais de um a seis ficavam na parte superior do centro de conservação e reabilitação de animais silvestres, paralelos entre si. Já os de sete a oito permaneciam em um setor denominado M1 (Figura 1), onde além das onças pardas, havia onze jaguatiricas (*Leopardus pardalis*) cada uma em seu respectivo recinto. Os animais nove e dez ficavam no setor M2 que também possuía um gato-do-mato-grande (*Leopardus geoffroyi*) e oito gatos-do-mato-pequeno (*Leopardus tigrinus*).

Figura 1 - Localização dos recintos M1 e M2 no Centro de Conservação e Reabilitação de Animais Silvestres.



Fonte: Foto retirada em Agosto de 2012, por J.M.B., com autorização do centro de conservação e reabilitação.

#### 4.2 Parasitas encontrados

Foram analisadas 60 amostras fecais de dez animais da espécie *Puma concolor* criados em cativeiro no centro de conservação. Desse total, 30 (50%) foram positivas nos testes laboratoriais aos quais foram submetidas (Tabela 4).

Tabela 4 - Número de amostras positivas por animal estudado.

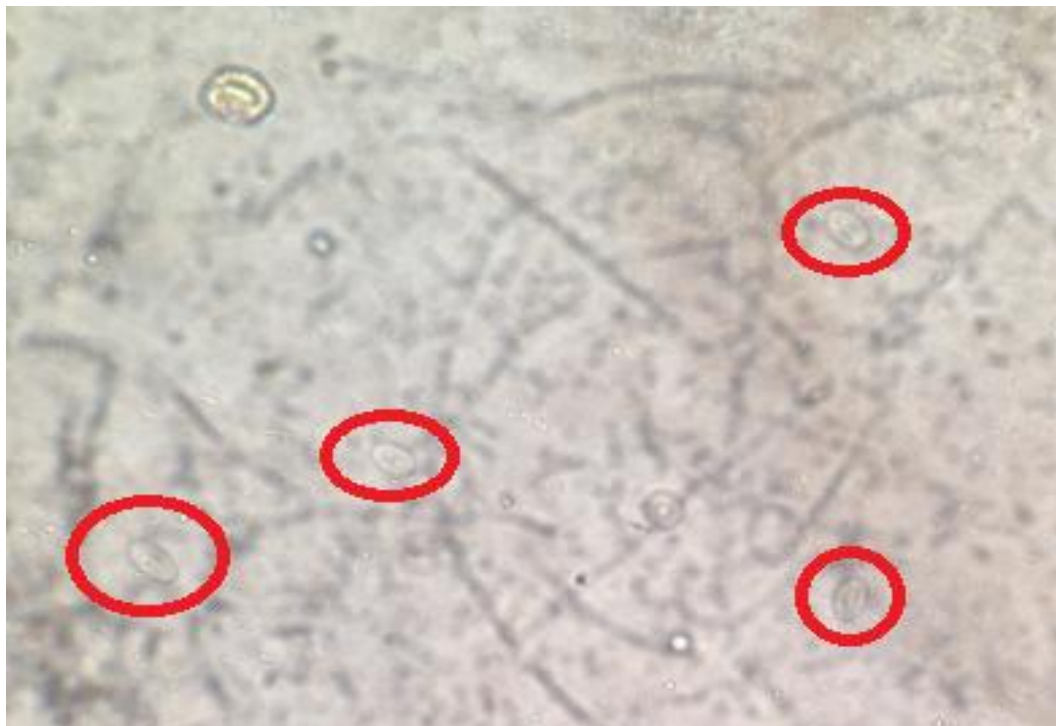
<u>Animal</u>	<u>Nº de coletas</u>	<u>Nº amostras</u>	<u>Nº de amostras positivas</u>
1	3	6	4
2	3	6	2
3	3	6	2
4	3	6	2
5	3	6	2
6	3	6	6
7	3	6	6
8	3	6	6
9	3	6	0
10	3	6	0

Fonte: J.M.B.

Através do processamento dessas amostras, pelos métodos de FAUST e WILLIS, foram identificados os seguintes parasitas: *Giardia* sp. (24/60) (Figura 2), *Toxascaris* sp. (12/60), *Ancylostoma* sp. (20/60) (Figuras 3, 4 e 5), *Toxocara* sp. (6/60) (Figura 3), *Isospora* sp.(2/60) e *Spirocerca lupi* (2/60).

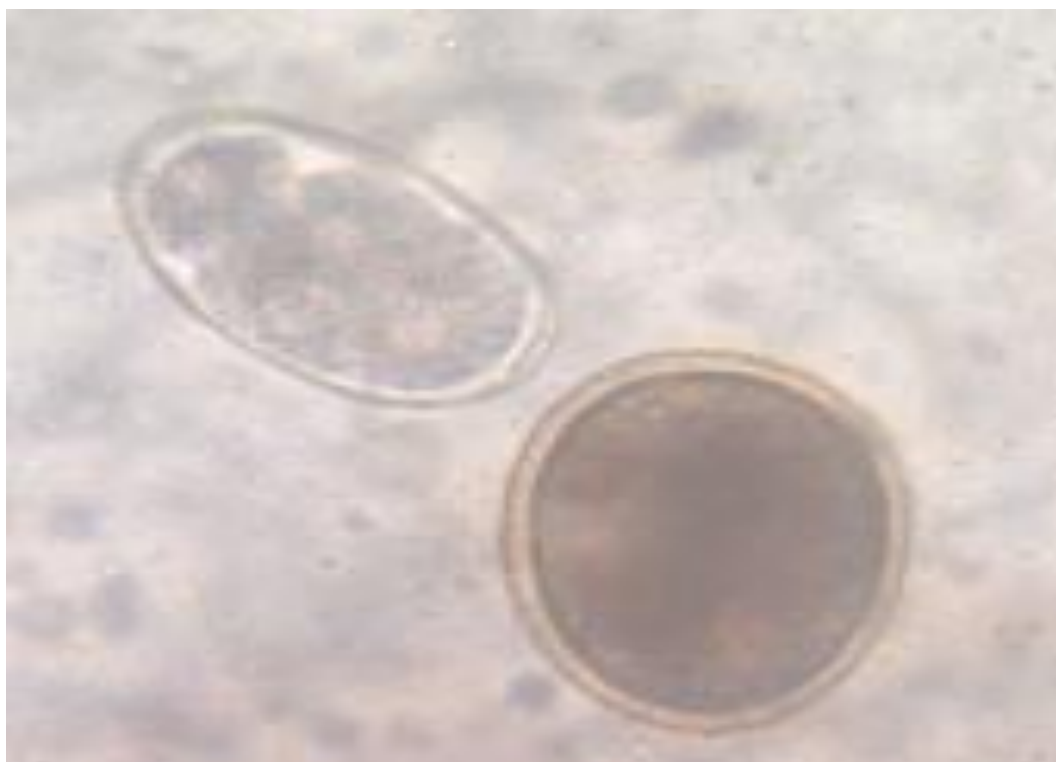
A porcentagem de parasitas encontrados no número total de amostras fecais coletadas foi de: *Giardia* sp. 60% *Toxascaris* sp. 20%, *Ancylostoma* sp. 60%, *Toxocara* sp. 30%, *Isospora* sp. 10% e *Spirocerca lupi* 10%. A proporção daqueles encontrados nas amostras fecais positivas está demonstrada no Gráfico 1.

Figura 2 - Cistos de *Giardia* sp. identificados pelo método de FAUST.



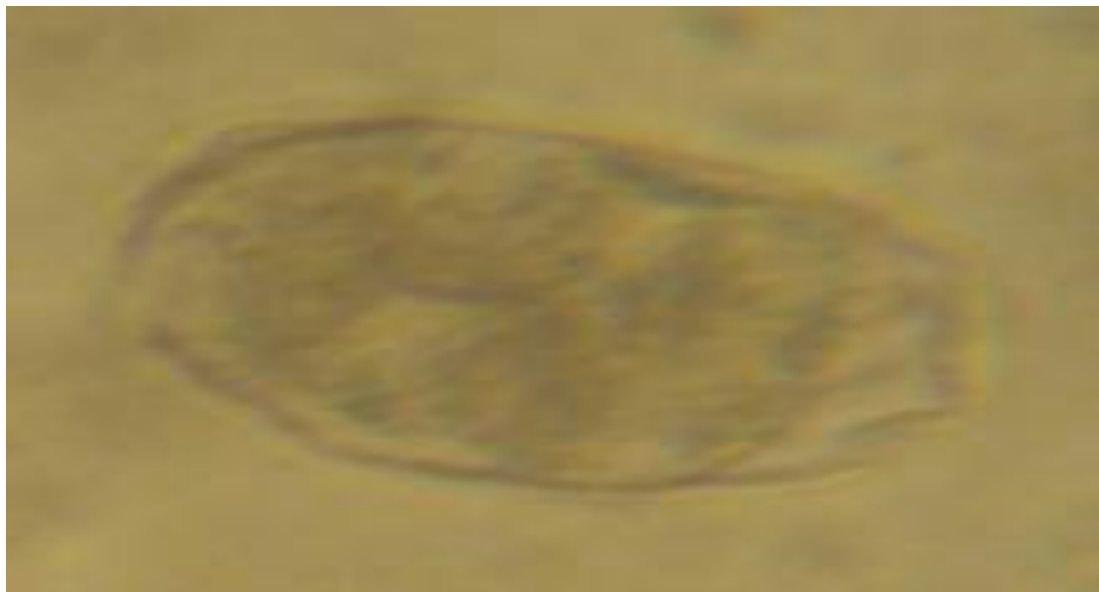
Fonte: Laboratório clínico do Centro de Conservação e Reabilitação de Animais Silvestres.

Figura 3: Ovos de *Ancylostoma* sp. e *Toxocara* sp. visualizados pelo método de FAUST.



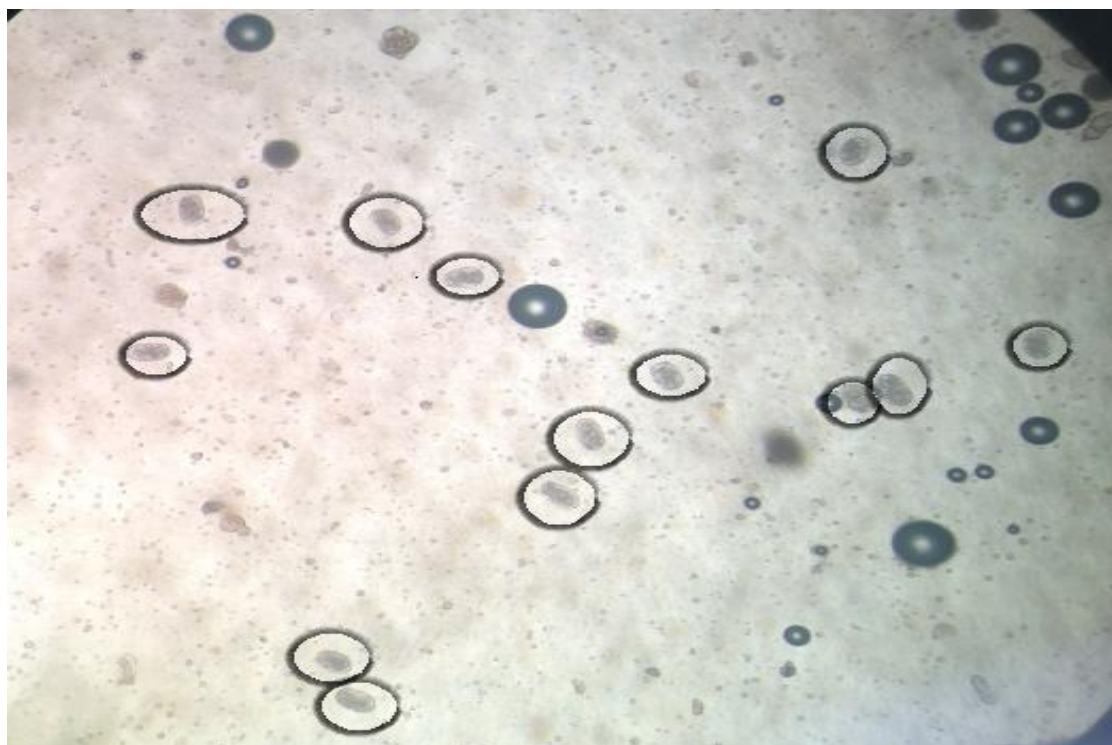
Fonte: Laboratório clínico do Centro de Conservação e Reabilitação de Animais Silvestres.

Figura 4: Ovo de *Ancylostoma* sp. identificado pelo método de WILLIS.



Fonte: Laboratório clínico do Centro de Conservação e Reabilitação de Animais Silvestres.

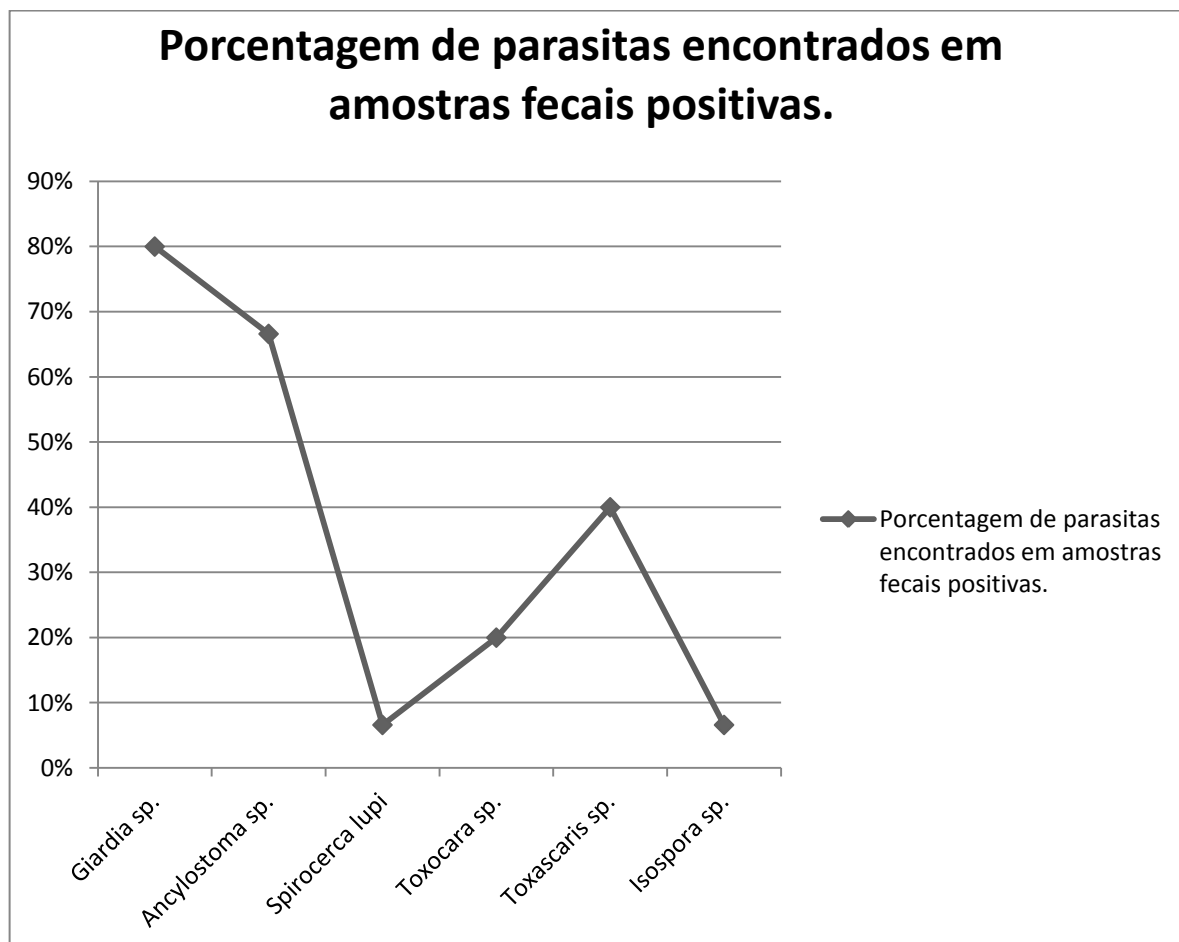
Figura 5 - Ovos de *Ancylostoma* sp. identificados pelo método de FAUST.



Fonte: Laboratório Clínico da Universidade de Santo Amaro – UNISA

Dos dez animais que foram submetidos aos exames coproparasitológicos, seis foram positivos para *Giardia* sp. e *Ancylostoma* sp., três para *Toxocara* sp., dois para *Toxascaris* sp., e apenas um para *Isoospora* sp. e *Spirocerca lupi*. Somente dois animais tiveram todos os resultados negativos nas três vezes em que foram submetidos aos exames (Gráficos 2 e 3).

Gráfico 1 - Porcentagem de parasitas encontrados em amostras fecais positivas.





O grau de parasitismo de cada animal foi avaliado através da classificação por cruces, padrão de cada laboratório responsável pela análise das amostras. Zero significa ausência de ovos de helmintos, cistos ou oocistos de protozoários, 1 a 2 = raros, 3 a 4 = +, 5 a 7 = ++, 8 a 10 = +++ e acima de 10 = ++++ (COELHO et al., 2009) (Tabela 3).

Tabela 5 - Grau de parasitismo dos animais positivos, analisado pela classificação por cruces.

<b>PARASITA</b>	<b>CLASSIFICAÇÃO POR CRUZES</b>
<b><i>Giardia</i> sp.</b>	<b>++++</b>
<b><i>Ancylostoma</i> sp.</b>	<b>+++</b>
<b><i>Toxascaris</i> sp.</b>	<b>++</b>
<b><i>Toxoxara</i> sp.</b>	<b>++</b>
<b><i>Spirocerca lupi</i></b>	<b>+</b>
<b><i>Isospora</i> sp.</b>	<b>+</b>

Fonte: J.M.B.

### **4.3 Manejo sanitário e alimentar**

Através da aplicação de questionários aos funcionários, principalmente aqueles que trabalham diariamente com os felinos, além das observações feitas durante o período de estágio, foi possível analisar como é realizado o manejo sanitário e alimentar no local.

A limpeza dos recintos era feita três vezes por semana, apenas com higienização mecânica (vassoura), quando as sobras de alimentos e fezes eram removidas. Uma vez por semana os recintos eram lavados com água corrente, e o cambiamento era feito pelos tratadores responsáveis, que não utilizavam galochas, pedilúvio ou outros materiais necessários para a translação entre os recintos a fim de evitar a disseminação dos parasitas.

A troca de água dos animais era realizada diariamente, porém nenhum produto de higienização era utilizado durante o procedimento, utilizava-se água corrente sem a troca das bandejas.

Todos os animais eram alimentados diariamente no período da tarde. A dieta variava entre carne de avestruz, frango e ratos. Os últimos provenientes do biotério de Pedreira, segunda sede do Centro de Conservação e Reabilitação de Animais Silvestres, onde eram mortos e refrigerados, sendo posteriormente encaminhados para Jundiá. A quantidade de carne oferecida para os felinos variava de acordo com a idade dos mesmos e o tipo oferecido no dia.

As carnes permaneciam refrigeradas em uma câmara frigorífica com temperatura controlada a  $-20^{\circ}\text{C}$ . No dia que antecedia o trato dos animais, elas eram retiradas da câmara e descongeladas em bandejas plásticas, na temperatura ambiente, onde permaneciam até o fornecimento para os animais. Estas caixas por sua vez eram fechadas com plásticos porém este não ficava fixo, ocorrendo de muitas vezes ficarem abertas, o que proporcionava o contato com vetores, como as moscas (Figuas 5 e 6).

Figura 5 - Descongelamento das carnes de avestruz, acondicionadas em bandejas na temperatura ambiente.



Fonte: Foto retirada em Agosto de 2012, por J.M.B., com autorização do centro de conservação e reabilitação.

Figura 6 - Carne de avestruz acondicionada em bandeja aberta e em contato com vetores.



Fonte: Foto retirada em Agosto de 2012, por J.M.B., com autorização do centro de conservação e reabilitação.

## Discussão

Os animais silvestres que vivem em seu habitat natural possuem uma genética mais resistente a parasitoses, devido à baixa exposição que estes são submetidos, já os animais em cativeiro se tornam mais predispostos a estes tipos de infecções (LIM et al., 2008).

Em um levantamento de dados sobre endoparasitoses em *Puma concolor* no Brasil, foi descrito parasitismo por: *Ancylostoma braziliense*, *A. pluridentatum*, *Capillaria* sp., *Dirofilaria striata*, *Echinococcus oligarthrus*, *Mammomonogamus díspar*, *Mammomonogamus* sp., *Oligacanthorhynchus pardalis*, *Oncicola campanulata*, *Oncicola magalhaesi*, *Physaloptera digitata*, *Physaloptera terdentata*, *Spirometra decipiens*, *Taenia omissa*, *Taenia taeniaeformis*, *Toxascaris leonina*, *Toxocara canis* e *Toxocara mistax* (VIEIRA; LUQUE e MUNIZ-PEREIRA, 2008).

Em estudos realizados por outros países, foram ainda descritos em *Puma concolor*: *Isospora* sp., *Sarcocystis* sp., *Giardia* sp., *Cryptosporidium* sp., *Trichuris* sp., *Toxoplasma gondii* e *Besnoitia* sp. (DUNBAR, 1994; FANFA, 2011; MÜLLER, 2005).

Alguns dos parasitas citados acima, como *Ancylostoma* sp., *Giardia* sp., *Toxocara* sp., *Toxascaris* sp., *Toxascaris leonina*, *Spirocercas lupi* e *Isospora* sp., foram também encontrados nesse estudo, corroborando assim, os achados citados na literatura.

Em felídeos, existem relatos das seguintes espécies de *Ancylostoma*: *A. braziliense*, *A. tubaeforme*, *A. ceylanicum* e *A. pleuridentatum*, que podem ser transmitidos por via oral, percutânea e transmamária (BOWMAN et al., 2002; TAYLOR, COOP e WALL, 2010). Este gênero de parasita foi identificado em seis dos dez exemplares de *P. concolor* estudados, sendo que os hospedeiros variavam entre filhotes, jovens e adultos. (BOWMAN et al., 2002;).

Duas espécies de *Ancylostoma* citadas acima podem causar zoonoses, o *A. braziliense* considerado a maior causa primária da larva *migrans* cutânea, ocasionando trajetos eritematosos na derme e prurido intenso, isto ocorre devido a penetração da forma infectante (larvas) deste parasita na pele. E o *A. ceylanicum*,

que pode completar o seu ciclo de vida no ser humano, causando dores abdominais, anemia e lesões cutâneas devido a penetração de larvas infectadas. (BOWMAN et al., 2002; TAYLOR, COOP e WALL, 2010). Nos animais o quadro clínico causado pelo *Ancylostoma* sp. é de anemia, perda de peso, dores abdominais, diarreia, letargia, comprometimento da pelagem e retardação do crescimento. (BOWMAN et al., 2002; DUNBAR et al., 1994; TAYLOR, COOP e WALL, 2010).

Em três dos animais submetidos aos testes (os números 6, 7 e 8), todos considerados jovens, e onde foi possível identificar outros helmintos da classe Nematoda, foram também encontrados parasitas pertencentes a superfamília Ascarídoidea como o *Toxocara* sp. e *Toxascaris* sp. e *Toxascaris leonina*. LIM et al. (2008) e RICKARD e FOREYT (1992) relataram *Toxocara cati* em *P. concolor*.

Ovos de ascarídeos em geral, incluindo os dos gêneros *Toxocara* e *Toxascaris*, são muito resistentes ao meio ambiente e possuem um ciclo direto (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2006). Os ciclos destes parasitas se diferem. A infecção por *Toxocara cati* ocorre pela via oral e pré-natal, sendo esta a mais importante (TAYLOR, COOP e WALL, 2010). O animal se infecta através da ingestão dos ovos larvados (L2) eliminados nas fezes por outro animal infectado, ou através da ingestão de hospedeiros paratênicos como os ratos. TAYLOR, COOP e WALL, (2010) citam que além dos camundongos, já foi descrito L2 nos tecidos de minhocas, frangos e ovinos. Já o ciclo do *Toxascaris* possui também a sua forma infectante um ovo larvado no estágio dois (L2) em hospedeiros intermediários como os camundongos.

As três onças pardas positivas para este parasita tinham contato com hospedeiros intermediários e hospedeiros paratênicos. De acordo com Catão-Dias; Cubas e Silva, 2007 as infecções por ascarídeos em felinos selvagens mantidos em cativeiro acarreta em inúmeros problemas. A sintomatologia que estes animais possam apresentar são diarreia, protuberância abdominal e subdesenvolvimento (TAYLOR, COOP e WALL, 2010). Desta superfamília o *Toxocara canis* e *T. cati* são responsáveis por causar no homem larvas *migrans* visceral, onde as larvas se localizam no fígado, porém podem afetar outros órgãos também. (BOWMAN et al., 2002; TAYLOR, COOP e WALL, 2010).

*Spirocerca lupi* está localizada no esôfago, estômago e aorta, de acordo com BOWMAN (2002) é um parasita de canídeos, porém TAYLOR, COOP e WALL, (2010) citam que pode acometer felinos domésticos e ocasionalmente felinos

selvagens. Pertence a família Spiroidea e a mesma classe dos anteriores Nematoda, e os vermes adultos podem levar o animal infectado a apresentar sintomas como disfagia e vômitos (TAYLOR, COOP e WALL, 2010). Apenas um dos felinos estudados (animal 2) foi positivo para *Spirocerca lupi*.

Já na classe Sporozoasida, dentro da família Eimeriidae foram identificados oocistos de *Isospora* sp. Segundo FANFA et al. (2011), este gênero já foi descrito em onças pardas. A infecção por *Isospora* ocorre através da ingestão de água ou fezes com oocistos, estes por sua vez, quando em temperaturas adequadas esporulam tornando-se infectantes para um novo hospedeiro (VASCONCELOS et al., 2008).

Em felinos as espécies mais comuns de *Isospora* são *I. felis* e *I. rivolta*, a patogenicidade dessas espécies são relativamente baixas. Porém em filhotes de seis a treze semanas de idade a patogenicidade se torna moderada, estes animais podem apresentar diarreia com muco, vômito, podendo levar o animal a óbito. (BOWMAN et al., 2002; VASCONCELOS et al., 2008).

Durante este estudo foi observado parasitismo por *Isospora* sp. em um animal adulto de doze anos, que não apresentava sintomatologia. Porém mais exames devem ser realizados para avaliação de sua mucosa intestinal, já que dependendo de sua localização e grau de parasitismo causa danos na mucosa como hemorragia, em casos severos e diminuição da absorção, em infecções mais leves (VASCONCELOS et al., 2008). BOWMAN et al. (2002) relata que seres humanos podem ser hospedeiros deste parasita.

O único protozoário encontrado foi da classe Zoomastigophorasida, família Diplomanadidae que foi a *Giardia* sp., estando presente em seis dos dez felinos. A *Giardia* sp. é um protozoário intestinal de distribuição cosmopolita que pode acometer felinos, ovinos, caprinos, suínos, caprinos, suínos, cães e chinchilas. (BOWMAN et al., 2002; OLIVEIRA et al., 2008). Este protozoário foi descoberto em 1681 quando Anton Van Leeuwenhoek analisava suas próprias fezes. (CAVALINI e ZAPPA, 2011; TAYLOR, COOP e WALL, 2010).

O ciclo de vida deste parasito é direto, e a forma infectante são os cistos eliminados nas fezes do hospedeiro. A infecção por *Giardia* sp. pode ser assintomática, porém quando o animal apresenta um quadro clínico, este é caracterizado por diarreia pastosa, perda de peso, desenvolvimento insuficiente e

letargia; em animais mais jovens, em casos crônicos, pode levar a uma deficiência da digestão e absorção dos alimentos acarretando em perda de peso, podendo inclusive levar o animal a morte.

FARRET et al., 2008 em sua pesquisa de protozoários em carnívoros mantidos em zoológicos relatou parasitismo por *Giardia* sp. em *P. concolor*, o qual não apresentava sintomatologia clínica sendo considerado um portador assintomático. Durante as coletas realizadas neste trabalho algumas amostras apresentaram consistência líquida, de odor fétido.

A sintomatologia clínica mais comum que estes animais podem vir a apresentar é diarreia, anemia, pelos sem brilhos e ásperos, e vômito (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007).

Além de fezes com consistência líquida, os animais 7 e 8 apresentaram em duas coletas, a presença de muco e larvas no bolo fecal. Não foi possível realizar a identificação das larvas eliminadas por estes animais, e nem a relação com a sintomatologia clínica apresentada, pois não foi realizado nenhum teste sorológico que comprove alguma alteração sistêmica do animal.

Alguns animais apresentaram infecção por mais de um parasita, geralmente *Ancylostoma* sp. juntamente com *Giardia* sp., *Toxocara* sp. com *Toxascaris* sp., e em algumas amostras dos animais 6 e 7 parasitismo por estes quatro parasitas juntos.

MÜLLER (2005 apud BICHARD e SHERDING, 1998) consideram os animais jovens mais predispostos a infecções parasitárias, ocorrendo estas mais frequente e severamente. Neste estudo podemos concluir que os animais jovens entre 11 meses e dois anos foram os mais parasitados.

TAYLOR, COOP e WALL, 2010 cogitam que em alguns animais, principalmente em filhotes e jovens pode ocorrer reinfecção através do hábito de realizar coprofagia.

O alto índice de parasitose desses animais pode ser correlacionado com o manejo alimentar, sanitário do local e o possível contato com animais sinantrópicos e vetores concordando com a opinião de MÜLLER, 2005. Os ovos e cistos são

eliminados nas fezes dos animais infectados, sendo muito resistente a condições ambientes adversas como por exemplo os ovos dos ascarídeos e cistos de *Giardia* sp. que podem permanecer ativos em água fria durante meses, porém estes são sensíveis a ambientes secos e ao congelamento (TAYLOR, COOP e WALL, 2010). Devido aos hábitos dos tratadores do local de estudo, que durante a alimentação, limpeza dos recintos e troca das bandejas de água, não utilizavam utensílios como luvas, galochas e solução para realizar a profilaxia das mesmas, se pode concluir que estes hábitos influenciam como fatores de disseminação de parasitoses. As próprias mãos dos tratadores, vassouras, e sapatos podem servir como vetores desses patógenos. (CUBAS, 2008).

CUBAS (2008) considera como a área de maior segurança em um zoológico ou em criatórios conservacionistas, o setor de alimentação, onde qualquer erro de manejo pode disseminar rapidamente patógenos entre as diferentes espécies que são mantidas no local. Este fator também está relacionado ao parasitismo no local estudado, onde este possui uma cozinha aberta, sem separação de vasilhas de comida e água entre os animais. Além de os alimentos estarem expostos ao contato direto com vetores, como as moscas.

Os animais positivos aos testes coproparasitológicos devem ser submetidos ao tratamento com anti-helmínticos e antiprotozoários específicos, sendo que após os tratamentos os animais deveriam ser submetidos a três testes coproparasitológicos até os resultados estarem negativos. (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007).

Nos animais 9 e 10 que foram os únicos a apresentarem três testes laboratoriais negativos, deve ser realizado um tratamento preventivo, sabendo que é o mesmo tratador que transita entre os recintos, a fim de evitar infecção destes animais. (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007).

O teste coproparasitológico além de identificar os animais infectados permite realizar a identificação dos diferentes tipos de parasitas, sendo um fator muito importante para a escolha do tratamento com o princípio do antihelmíntico de acordo com o parasita. Como por exemplo, o tratamento da *Giardia* sp. que além do uso de antihelmíntico como o febendazol deve ser associado uma antibioticoterapia com o metronidazol. Outro caso é o uso de sulfonamidas para o tratamento de coccidioses como *Isospora* sp. (BOWMAN et al., 2002; CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007).

O tratamento deve ser realizado em animais positivos, porém o uso de anti-helmínticos sem ser de forma indiscriminada pode ser realizado como manejo profilático. O uso indiscriminado de produtos químicos pode causar resistência nos parasitas, dificultando o tratamento do animal infectado. (LIM et al. 2008).

Para realizar o controle dessas infecções parasitárias deve ser entendido o ciclo de vida dos parasitas, a fim de bloqueá-los, evitando a disseminação. Uma importante medida profilática é a limpeza diária dos recintos, retirando os dejetos e fazendo o descarte de forma correta, evitando assim a ingestão de hospedeiros intermediários.

Para evitar a contaminação da água ou de substratos, é essencial não permitir que os tratadores utilizem a mesma bota em todos os recintos, pois esta pode servir de veículo de transporte para o parasita, disseminando assim as parasitoses no local. Não deixar que os animais cativos tenham contato com os sinantrópicos, porém esta medida de controle é extremamente difícil, sabendo-se que existem pessoas pouco qualificadas para realizar o manejo com anti-raticidas. Para o controle de moscas no local pode ser feitas armadilhas para as mesmas. (CATÃO-DIAS; CUBAS e SILVA, 2007; CUBAS, 2008).

## CONCLUSÃO

Com os resultados obtidos neste trabalho conclui-se que os *Pumas concolor* mantidos em cativeiro em um Centro de Conservação e Reabilitação de Animais Silvestres, com sede no município de Jundiaí /SP, apresentaram parasitismo por: *Acylostoma sp.*, *Giardia sp.*, *Toxacara sp.*, *Toxascaris sp.*, *Toxascaris leonina*, *Spirocerca lupi* e *Isospora sp.*, alguns deles parasitas que podem ser patogênicos para os humanos.

Este trabalho mostra a importância da realização de um manejo preventivo correto destes animais e de testes laboratoriais periódicos. Além da necessidade de realizar mais estudos para comprovar a sintomatologia que estes animais possam apresentar em cativeiro, e para o maior entendimento desta espécie como portador e disseminador destas parasitoses.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BARBOSA, Amanda D.; MARTINS, Nelson R.S.; MAGAHLÂES, Danielle F. Zoonoses e Saúde Pública: riscos da proximidade humana com a fauna silvestre- Revisão de literatura. Revista Veterinária e Zootecnia em Minas. 2011, jul./ago./set/ ANO XXI #110, pag. 18-23.
- BOWMAN, Dwight D.; HENDRIX, Charles M.; LINDSAY, David S.; BARR, Stephen C. **Feline Clinical Parasitology** . 1 ed. Iowa State University Press. A Blacwell Science Company, 2002 p. 9,13; 53-59;242-252; 274-282;
- CASTRO, Letícia Simões. **Influências do enriquecimento ambiental no comportamento e nível de cortisol em felídeos silvestres**. 2009, 110f. Dissertação de Mestrado em Saúde Animal – Universidade de Brasília, Brasília / DF. , 2009.
- CAVALINI, Priscila Paes; ZAPPA, Vanessa. Giardíase felina- Revisão de literatura. **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária- ISSN: 1679-7353**. 2011, Ano IX , n. 16, p. 1 -18
- COELHO, Willian M.D.; AMARANTE, Alessandro F.T.; SOUTELLO, Ricardo V.G.; MEIRELES, Marcelo V.; BRESCIANI, Katia D.S. Ocorrência de parasitos gastrointestinais em amostras fecais de felinos no município de Andradina, São Paulo. **Revista Brasileira de Parasitologia**.2009, v.18, n.2,p. 46-49.
- CUBAS, Zalmir Silvino; SILVA, Jean Carlos Ramos Silva; CATÃO-DIAS, José Luís. **Tratado de animais silvestres**. São Paulo: Roca, 2007. p.505-542; 1226-1241
- CUBAS, Zalmir Silvino. Biossegurança na Manipulação de Animais Silvestres, Biossegurança em Zoológicos. **Ciencia veterinária tróp.**, Recife-PR, abr. 2008, v.11, suplemento 1, p. 174-177.

- DUNBAR, Mike R.; MCLAUGHLIN, Grace S.; MURPHY, David M.; CUNNIGHAM, MARK W. Pathogenicity of the Hookworm, *Ancylostoma pluriidentatum*, in a Florida Panther (*Felis concolor coryi*) Kitten. **Journal of Wildlife Diseases**. Oct. 1994, vol. 30, n. 4, p. 548-551;
- FANFA, Vínicius da Rosa; FARRET, Matheus Hilliard S.; ALEKSANDRO Schafer; MONTEIRO, Silvia G. Endoparasitoses em puma (*Puma concolor*) na região do sul do Brasil. Departamento de Microbiologia e Parasitologia da Universidade Federal de Santa Maria, RS, Brasil. **Acta Veterinaria Brasilica**, v.5, n.1, p.100-102, 2011.
- FOSTER, Garry W.; CUNNINGHAM, Mark W.; KINSELLA, John M.; MCLAUGHLIN, Grace; FORRESTER, Donald J. Gastrointestinal Helminths of free-ranging Florida Panthers (*Puma concolor coryi*) and the efficacy of the current anthelmintic treatment protocol. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 42, p. 402-406, 2006.
- FERRET, Matheus H.; FANFA, Vinicius R., SILVA, Aleksandri S.; ZANETTE, Regis A.; MONTEIRO, Silvia G. Parasitismo por protozoários gastrointestinais em carnívoros silvestres mantidos em cativeiro no sul do Brasil. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, 2008, v.103, p. 93-95.
- GREINER, Ellis C.; ROELKE, Melody E.; ATKINSON, Carter T.; DUBEY, J.P.; WRIGHT, Scott D. **Journal of Wildlife diseases**, 1989, vol. 25, n. 4, p. 623-628.
- LIM, Y.A.L.; NGUI, R.; SHUKRI, J.; ROHELA, M.; MAT NAIM, H.R. Intestinal parasites in various animals at zoo in Malaysia. **Veterinary Parasitology**, Jul. 2008, vol.157, p.154-159.

- MAZZOLLI, Marcelo. Ocorrência de *Puma concolor* (LINNAEUS) (FELIDAE CARNIVORA) em áreas de vegetação remanescente de Santa Catarina, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, 1993, v.10, p. 581-587.
- MÜLLER, G. C. K., GREINERT, J. A. e SILVA FILHO, H. H. Frequência de parasitas intestinais em felinos mantidos em zoológicos. “**Arq. Bras. Med. Vet.Zootec.**”, Aug. 2005, vol.57, n.4, p.559-561.
- OLIVEIRA, Camila Belmonte; SOARES, J.F.; SILVA, Aleksandro Schafer; SILVA, Marcos Kipper; SALOMÃO; Edson Luis; MONTEIRO S.G. **Ciência Rural**, mar-abr,2008, v.308,n.2,p.546-547.
- OLIVEIRA, Tadeu Gomes; CASSARO, Katia. **Guia de campo dos felinos do Brasil. Instituto Pró Carnivoros, Sociedade de Zoológicos do Brasil, Fundação Parque Zoológico de São Paulo, 2005. p.80-83**
- OLIVEIRA, Tadeu Gomes; CASSARO, Katia. **Guia de Indentificação dos Felinos Brasileiros. 2. Ed. São Paulo: Sociedade Zoológicos do Brasil,1999. p. 15; 49-52.**
- REIS, Nelio Robertp; PERACCHI, Lucio Adriano; PEDRO, Wagner André; LIMA, Isaac Passos. **Mamíferos do Brasil. 2 ed. Londrina: 2011. p. 237-247.**
- RICKAR, Lora G.; FOREYT, Willian J.Gastrointestinal Parasites of Cougars (*Felis concolor*) in Washington and the First Report of *Olluanus tricuspis* in Syvatic Felid from North America. **Jornal of Wildlife Diases**, jan., 1992, vol. 28, n. 1, p. 130-133.
- ROSSI JUNIOR, João L.; GIOSE, Marco A.; TELES, Marcelo Q.; LÉSLIE M. Acompanhamento do crescimento dental em *Puma concolor* mantido em cativeiro. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, mai. 2007, v.7,n.5,p.205-208.

- SILVA, E. S.; SOUTO, R.N.P. Ocorrência de enteroparasitas na fauna silvestre recebida no centro de triagem de animais silvestres do Amapá-CETAS/IBAMA/AP. **Sociedade Ecológica do Brasil**, 2011, X Congresso de Ecologia do Brasil, 16 a 22 de setembro, São Lourenço/MG.2f.
- SHAW, Harley G.; BEIER, Paul; CULVER, Melanie; Grigione, Melissa. **Puma Field Guide**: A guide the Biological Considerations, General life History, Identification, Assesment, and Management of *Puma concolor*. Copyright, 2007 The Cougar Network. p. 8-20.
- TAPARO, Cilene V.; PERRI, Sílvia H.V.; SERRANO,Anna Cláudia M.; ISHIZAKI, Miriam N.; COSTA, Taiana C.; AMARANTE, Alessandro F.T.; BRESCIANI, Katia D.S. Comparação entre técnicas coproparasitológicas no diagnóstico de ovos de helmintos e oocistos de protozoários em cães. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 2006, v. 15, n.1,p. 1-5
- TAVELA, A.O.; ARAUJO, J.M.; BRAGA, F.R.; SILVA. Identificaçãodos gêneros de helmintos em onça parda (*Puma concolor*) oriundo da região Zona da Mata Mineira. **Biológico**, São Paulo, dez. 2007, v.69,n.2,p. 113-198.
- TAYLOR, M.A.; COOP, R.L.; WALL, R.L. **Parasitologia Veterinária**. 3 ed. São Paulo: Guanabara, 2010. p. 300-302; 304-311; 326-327; 331-332.
- VASCONCELOS, Mirelle Guiomar da Costa;TALON, Douglas Daniel Balerio;SILVA JR, Carlos Alberto; NEVES, Maria Francisca; SACCO, Soraya Regina. Isosporose nos Animais Domésticos. **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária** . ISSN: 1679-7353. Ano VI, n.10, p.1-7.
- VIEIRA, Fabiano M.; LUQUE, José. L.; MUNIZ-PEREIRA, Luís C. Checklist of helminth parasites in wild carnivore mammals from Brazil. **ZOOTAXA**, mar. 2008, ISSN:1175-5326 (print edition) ISSN: 1175-5334 (online edition) v.1721, p. 1-23.

