

PREVALÊNCIA DE ENTEROPARASIToses EM PACIENTES DE UMA REDE DE LABORATÓRIO PARTICULAR DE OURINHOS, SP E REGIÃO

ENTEROPARASITOSIS PREVALENCE AMONG PATIENTS OF A LABORATORY NETWORK PRIVATE OURINHOS, SP AND REGION

¹SANTOS, C.L.; ²FRANCISCO, O.

^{1e2}Curso de Ciências Biológicas – Faculdades Integradas de Ourinhos – FIO/FEMM

RESUMO

Foi estudada a distribuição dos enteroparasitos mais frequentes na população de Ourinhos, Bernardino de Campos, Manduri e Santa Cruz do Rio Pardo, São Paulo, no período de janeiro a junho de 2012. As amostras fecais foram analisadas por meio dos métodos: Direto - Hoffmann, Ponz e Janer - Baermann e Faust. Foram analisados 880 exames coproparasitológicos. A prevalência de enteroparasitoses observadas nestas análises foi: *Cryptosporidium parvum* (1%), *Endolimax nana* (26%), *Entamoeba coli* (31%), *Enterobius vermicularis* (2%), *Giardia lamblia* (38%) e *Strongyloides stercoralis* (2%). Denotou-se que no Laboratório Central localizado na cidade de Ourinhos teve maior número de positividade em enteroparasitoses intestinais quando em comparação com os Laboratórios Bernardino de Campos e Manduri que atenderam SUS (Sistema Único de Saúde) durante o período estudado.

Palavras-chave: Enteroparasitoses. Prevalência. Fatores Sócio-econômicos.

ABSTRACT

The distribution among the most common intestinal parasites, were studied in the population of Ourinhos-Bernardino de Campos, Manduri and Santa Cruz do Rio Pardo, municipalities located in region middle of São Paulo state, Brazil, in the period January to June 2012. Fecal samples were analyzed by the methods: Direct - Hoffmann, Ponz and Janer - Baermann Faust. It was analyzed 880 fecal examinations. The prevalence of parasitic infections observed in these analyzes was: *Cryptosporidium parvum* (1%), *Endolimax nana* (26%), *Entamoeba coli* (31%), *Enterobius vermicularis* (2%), *Giardia lamblia* (38%), and *Strongyloides stercoralis* (2%). It was denoted that the main laboratory, located in Ourinhos had higher number of positive intestinal parasitic infections when compared Laboratories Bernardino de Campos and Manduri, that attended SUS (Unified Health System) during the study period.

Keywords: Intestinal Parasites. Prevalence. Socioeconomic Factors.

INTRODUÇÃO

A maioria dos parasitos intestinais é diagnosticado utilizando-se de exames coprológicos, no entanto para a identificação de algumas espécies são utilizados outros materiais como sangue, urina, escarro, secreções urogenitais, aspirados, tecidos, conteúdo duodenal e espécimes obtidos por biopsia. O diagnóstico definitivo da criptosporidíase conforme Carli e Saraiva (1991), é realizado por visualização microscópica de oocistos nas fezes três dias após a contaminação podendo ser liberado por até três semanas em pequenas quantidades.

Durante a observação em lâmina, fibras e células vegetais, muitas vezes podem ser confundidos com ovos ou cistos, sendo que a identificação de parasitos intestinais varia de acordo com a qualidade do espécime entregue ao Laboratório. A amostra deve estar livre de contaminações externas, e convenientemente conservada. Pode variar também com os procedimentos de diagnóstico que são realizados e com a gravidade da infecção. Caso o exame seja solicitado em 3 amostras, estas devem ser coletadas em dias alternados ou a critério médico. Através das amostras múltiplas, a possibilidade de encontrar organismos aumenta devido aos estágios dos protozoários e da distribuição não uniforme dos ovos dos helmintos. "Nas fezes, a constância quanto à observação de oocistos é descontínua, sendo necessária a realização de várias coletas e exames, a cada 3 dias, antes de concluir o laudo pela ausência do protozoário". (CARLI; SARAIVA, 1991).

Como a maioria dos estágios para diagnóstico não aparece no material fecal em número constante todos os dias, a colheita das fezes realizada em dias alternados, propicia uma maior porcentagem de resultados positivos. Não existe uma uniformidade relacionada com o número de amostras que devam ser colhidas. (CARLI, 2011).

O procedimento de concentração pela sedimentação espontânea ou pela centrifugação propicia a recuperação de todos os protozoários, ovos e larvas presentes.

Cerqueira e Barreto (1993) afirmam que:

O método de sedimentação espontânea é a melhor técnica para pesquisa de ovos de helmintos e cistos de protozoários, não sendo recomendada a sedimentação por centrifugação, já que este método possui melhores resultados na pesquisa de ovos e larvas de helmintos.

A sedimentação espontânea pela técnica de Lutz ou de Hoffman, Pons e Janer é indicado para pesquisa de ovos, larvas e cistos. Fundamenta-se na pesquisa de larvas de nematóides pela sedimentação. (CARLI, 2011).

“O Método da Sedimentação por centrifugação não recomendamos como uma técnica de rotina de um laboratório, pois ele apresenta um percentual inferior em relação ao Método da Sedimentação espontânea [...]”. (CERQUEIRA; BARRETO, 1993).

De acordo com Abraham; Tashima e Silva (2006), os trabalhadores assintomáticos de áreas alimentícias podem tornar-se fontes de contaminação e disseminação de vários patógenos como enteroparasitas.

“A oportunidade de infecção por um ou vários parasitas intestinais é universal, devido à disseminação desses agentes e a facilidade com que são transmitidos (ingestão de água e alimentos contaminados com cistos e ovos, penetração de larvas pela pele e mucosas)”. (ABRAHAM; TASHIMA; SILVA, 2006, p. 40, grifo dos autores).

Segundo Abraham et al. (2006), citado por Saturnino, Nunes e Silva (2003), a infecção por *Giardia lamblia* em crianças subnutridas é de grande importância dentre outras pesquisas devido à absorção de nutrientes e outros aspectos podendo ser prejudicial nas funções do intestino do hospedeiro.

Abraham et al. (2006, p.41) apontam ainda que a presença das parasitoses distribuídas universalmente indica o desenvolvimento socioeconômico e os graves problemas de saúde pública nos países em desenvolvimento, afetando principalmente os jovens desencadeando problemas gastrintestinais e baixo rendimento escolar.

Estágios usuais de diagnóstico dos protozoários

Uma identificação segura e correta de um protozoário depende de critérios morfológicos, os quais estão sujeitos a uma boa colheita e conservação das amostras. Os estágios usuais de diagnóstico são os trofozoítos, cistos, oocistos e esporos. "Os parasitos humanos estão classificados em sete grandes grupos, incluindo protozoários (amebas, flagelados, ciliados, esporozoários, coccídeos e microsporídios), nematóides, trematódeos e cestóides". (CARLI, 2011).

Amebas

Vivem no ceco e no cólon do homem várias espécies de amebas: *Entamoeba histolytica*, *Entamoeba coli* e *Endolimax nana*. Algumas espécies de vida livre encontradas nas fezes, são consideradas não patogênicas. Podem estar associadas com ambientes quentes e água fresca. Esses protozoários tem sido encontrados no sistema nervoso central, nos olhos e em outros fluidos orgânicos. Os diferentes protozoários que vivem no trato intestinal humano se distinguem um dos

outros, pelo tamanho do trofozoíto e do cisto, pela estrutura e número de núcleos nos cistos e pelo número e formas das inclusões citoplasmáticas (vacúolos nos trofozoítos e corpos cromatóides nos cistos). (CARLI, 2011).

Entamoeba coli

Essa espécie comensal vive no intestino grosso de humanos ou animais. Possui forma trofozoíta e cística. A *E. coli* possui cistos contendo oito núcleos cada. Característico por ter um núcleo volumoso, cromatina periférica e sob a forma de grânulos maiores ou menores, revestindo a face interna de membrana nuclear; o cariossoma é relativamente pequeno, central ou excêntrico. (NEVES, 2010).

Trofozoítos: Medem de 20 a 25 μm podendo variar de 15 a 50 μm . Os trofozoítos vivos são lentos, com motilidade raramente progressiva e direcional. Já os pseudópodes são emitidos lentamente; são mais curtos, achatados e granulosos. (CARLI, 2011).

Cistos: De acordo com CARLI (2011), os cistos em geral são regulares redondos ou ovais medindo de 10 a 35 μm , podendo variar de 15 a 25 μm contendo até oito núcleos. Os cistos jovens apresentam glicogênio e corpos cromatóides em forma de massas ou bastonetes.

Endolimax nana

Esta ameba tem sido considerado não patogênica, sendo um comensal e muito comumente encontrada em ambientes antrópicos. Emite vários pseudópodos ao mesmo tempo, saindo de diversos pontos da ameba, o que lhe dá um aspecto característico. Em casos de infecções puras, os sintomas são dores abdominais, diarreia, flatulência, vômito e fadiga. (COELHO; CARVALHO, 2005).

Carli (2011) aponta ainda que essa espécie assim como as amebas, possui núcleo vesiculoso porém sem cromatina revestindo a face interna da membrana, seu cariossoma é relativamente grande e irregular apresentando variáveis nas diferentes espécies.

Trofozoítos: Consiste na menor ameba que vive no homem, são lentos e geralmente não progressivos, com citoplasma claro, membrana nuclear fina e sem grãos de cromatina, cariossoma grande e irregular. Medem cerca de 6 a 12 μm , com variação usual de 8 a 10 μm . (CARLI, 2011).

Cistos: O cisto é oval, mede de 5 a 10 μm podendo haver pequena variação, possui as mesmas características do trofozoito, porém no cisto contem quatro núcleos pequenos; as vezes, podem ser vistos corpos cromatóides pequenos e ovoides. (CARLI, 2011).

Flagelados

Habitam o trato intestinal quatro espécies de flagelados: *Giardia lamblia*, *Chilomastix mesnili*, *Trichomonas hominis* e *Dientamoeba fragilis*. Dessas espécies somente a *G. lamblia* é considerada patogênica, enquanto a patogenicidade da *D. fragilis* ainda não foi definida. A maioria das espécies vivas dos flagelados é piriforme, elipsoide ou oval e, algumas vezes, esférica, possuindo flagelos cujo número e disposição variam segundo as espécies. (CARLI, 2011).

Giardia lamblia

Configura-se como o agente causador da giardíase e é o único protozoário patogênico comum ao duodeno e no jejuno de seres humanos. (BROOKS et al., 2012).

Trofozoítos: São organismos periformes, medindo 10 a 20 μm de comprimento (com uma variação usual de 12 a 15 μm de largura). Os trofozoítos são dotados de estruturas celulares duplas na fase vegetativa (dois núcleos, dois axonemas e oito flagelos), com simetria bilateral. Na superfície há uma concavidade ovóide, o disco adesivo, que pode ocupar três quartos deste, sendo observada, ainda na parte ventral, a presença de uma ou duas estruturas paralelas, em forma de virgula, conhecidas como corpos medianos. (CARLI, 2011).

Cistos: São ovais ou elipsoides, medindo cerca de 8 a 19 μm de comprimento (com uma variação usual de 11 a 14 μm) e 7 a 10 μm de largura. No seu interior

encontram-se dois ou quatro núcleos, um número variável de fibrilas (axonemas de flagelos) e os corpos medianos em forma de meia-lua e situados no polo oposto aos núcleos. (CARLI, 2011).

Ciliados

O maior dos protozoários parasitos do homem e o único ciliado patogênico encontrado no cólon é o *Balantidium coli*. Seus trofozoítos e cistos são encontrados nas fezes e o número de núcleos nos dois é o mesmo. (CARLI, 2011).

Coccídeos

De acordo com Carli 2011, os coccídeos são responsáveis por graves infecções principalmente nos pacientes imunocomprometidos. Esses parasitos se disseminam do trato intestinal para outras localizações do corpo.

Cryptosporidium parvum

De acordo com Carli; Saraiva (1991), os oocistos de *Cryptosporidium parvum* encontrado através do exame direto a fresco, geralmente apresentam estrutura esférica de 3 a 6 µm de diâmetro, com membrana externa fina e citoplasma finamente granuloso. No centro dele é visto o núcleo, a mancha negra representa os corpos residuais.

Os oocistos são pequenos, esféricos ou ovóides (cerca de 5,0 x 4,5 µm), e contêm quatro esporozoítos livres no seu interior, quando eliminados nas fezes. (NEVES, 2010).

Microsporídios

Assim como os coccídeos, os microsporídios também se disseminam pelo corpo. As infecções humanas são adquiridas pela ingestão de pequenos esporos ovoides. (CARLI, 2011).

Aschelminthes (Vermes Redondos)

Nematóides (Nematoda)

Carli (2011), afirma que os nematóides são vermes adultos que vivem tanto nos tecidos do trato intestinal, como *Enterobius vermicularis*, *Ancilostomídeos*; *Strongyloides stercoralis*, *Ascaris lumbricoides*; *Trichuris trichiura*, assim como há aqueles que vivem nos vasos sanguíneos e gânglios linfáticos do hospedeiro vertebrado, como por exemplo as microfilárias no sangue, como *Wuchereria bancroftii* e *Onchocerca volvulus*.

Enterobius vermicularis

Neves (2010), afirma que tanto o macho como a fêmea dessa espécie vivem no ceco e apêndice do hospedeiro. As fêmeas portam cerca de 5 a 16 mil ovos e são encontradas na região perianal.

Ovo: Possui membrana dupla, lisa e transparente. Geralmente um dos lados é levemente achatado, e o outro é convexo lembrando um "D". Mede cerca de 50 µm de comprimento por 20 µm de largura. (NEVES, 2010).

Strongyloides stercoralis

Neves (2010), descreve que este parasito tem distribuição mundial e se desenvolve com mais facilidade em regiões tropicais infectando os mamíferos. A espécie possui seis formas evolutivas: Fêmea partenogenética parasita; fêmea de vida livre ou estercoral; macho de vida livre; ovos; larvas rabditóides e larvas filarióides.

Platyhelminthes (Vermes Chatos)

Trematódeos (Classe Trematoda)

Os trematódeos adultos, parasitos do homem, vivem no intestino, no fígado, nos pulmões e nos vasos sanguíneos e possuem somente um segmento. O ciclo evolutivo dos trematódeos é complexo, envolvendo um hospedeiro definitivo e um intermediário. Entre os mais importantes trematódeos parasitos do homem, encontram-se *Schistosoma mansoni* e *Fasciola hepatica*. (CARLI, 2011).

Cestódeos (Classe Cestoda)

As espécies mais comuns de cestódeos parasitos do homem são: *Taenia solium*, *Taenia saginata*, *Hymenolepis nana* e *Echinococcus granulosus*. Os parasitos do gênero *Taenia* requerem um hospedeiro intermediário, que no caso para *Taenia saginata* (bovino) e para *Taenia solium* (suíno), onde o estágio de larva se desenvolve após a ingestão dos ovos. O hospedeiro definitivo (homem), alberga o verme adulto e esta forma ocorre quando dá-se a ingestão de carne (de porco ou de boi) crua ou mal cozida, originando assim a doença chamada teníase. (NEVES, 2010).

O homem, ao ingerir especificamente ovos de *Taenia solium* evolui uma patologia chamada cisticercose, que pode instalar-se em vários tipos de tecidos, como: tecido nervoso, olhos, coração e musculatura estriada. (CARLI, 2011).

Assim, o presente trabalho apresenta como objetivo analisar a prevalência de parasitos intestinais observados em pacientes de uma rede de Laboratório particular em um período de Janeiro a Junho de 2012.

MATERIAL E MÉTODOS

As amostras de fezes foram coletadas em frascos coletores com espátula, e após identificado. Para o preparo foram utilizados; copo para sedimentação com suporte, prendedor, gases, coletor universal para diluição com água destilada e espátula de madeira.

Os métodos utilizados foram o de sedimentação espontânea, Hoffmann, Pons e Janer utilizado para verificação de cistos de protozoários, ovos e larvas de helmintos. Também o método de Rugai; trouxinha de gaze com amostra de fezes suspendidas próximos a água morna. Consiste em um método utilizado para detectar larvas vivas, através do hidrotropismo e termotropismo positivo.

Método direto, execução de duas lâminas com o sedimento e aplicação de lugol. Após são levados para a microscopia.

Amostras:

Um preparo correto requer em torno de 20 gramas de fezes, levadas imediatamente para o Laboratório ou então conservadas sob refrigeração em até 24

horas. Quando solicitado exame em 3 amostras, é indicado coletá-las em dias alternados devido o ciclo biológico do parasito, ou a critério médico.

Procedimento detalhado:

A metodologia utilizada pelo Laboratório Clínico (Hoffmann, Pons e Janer e Rugai) é adaptada. Para tanto, segue-se o protocolo seguinte:

1. Identificar o nº do pedido do paciente no cálice de sedimentação e a hora da sua diluição. Se for necessário identificar a data da coleta da amostra, isto para o caso de 2 ou 3 amostras de um mesmo paciente com coletas seriadas e entregues em um mesmo dia. Providenciar água morna (40-45°C).
2. Recolher aproximadamente 5g da amostra de fezes, colhidas de várias partes do bolo fecal, depositando na gaze previamente cortada, em seguida dobrá-la em quatro (formando uma “trouxinha”), deixando a mesma suspensa no cálice de sedimentação com o auxílio de um prendedor.
3. Recolher cerca de 5g de fezes, colhidas de várias partes do bolo fecal, em recipiente para coleta de fezes vazio.
4. Completar o volume de 30ml com água deionizada. Utilizando um palito de madeira, emulsionar (mexer bem) a amostra de fezes na água deionizada.
5. Filtrar a suspensão através de gaze, dobrada ao meio; passando a suspensão para o cálice de sedimentação com capacidade de 125,0ml.
6. Após esse procedimento colocar água aquecida (40-45°C – Verificar a temperatura com termômetro) no cálice de sedimentação até cobrir a “trouxinha” que estará suspensa, deixando-a submersa.
7. Deixar em repouso por 2 horas.

Montagem da lâmina:

Identificar lâminas com o nº do pedido do paciente. Com uma pipeta plástica longa retirar um pouco do sedimento do vértice do cálice, gotear em duas lâminas (análise sempre em duplicata); adicionar uma gota de Lugol, colocar a lamínula e examinar ao microscópio.

Expressão dos resultados:

Negativo: Ausência de ovos e/ou larvas de helmintos e cistos e/ou trofozoítos de protozoários.

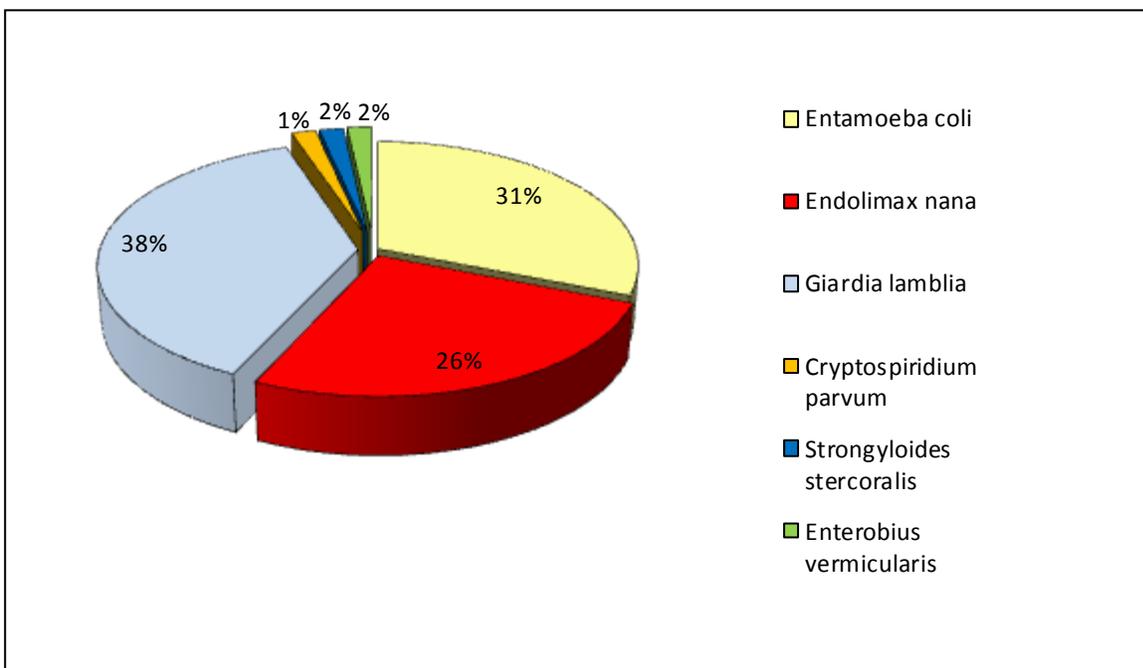
Positivo: Presença de ovos e/ou larvas de helmintos e/ou cistos e/ou trofozoítos de protozoários (especificar gênero e espécie).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

O Laboratório Clínico Central localiza-se no município de Ourinhos/SP, e atende outras filiais dispostas em cidades vizinhas, Santa Cruz do Rio Pardo, Bernardino de Campos e Manduri atendendo estes três últimos a rede pública e particular. Foram pesquisadas 878 amostras de fezes sendo 507 de pacientes mulheres e 371 de pacientes homens, realizados de Janeiro a Junho de 2012.

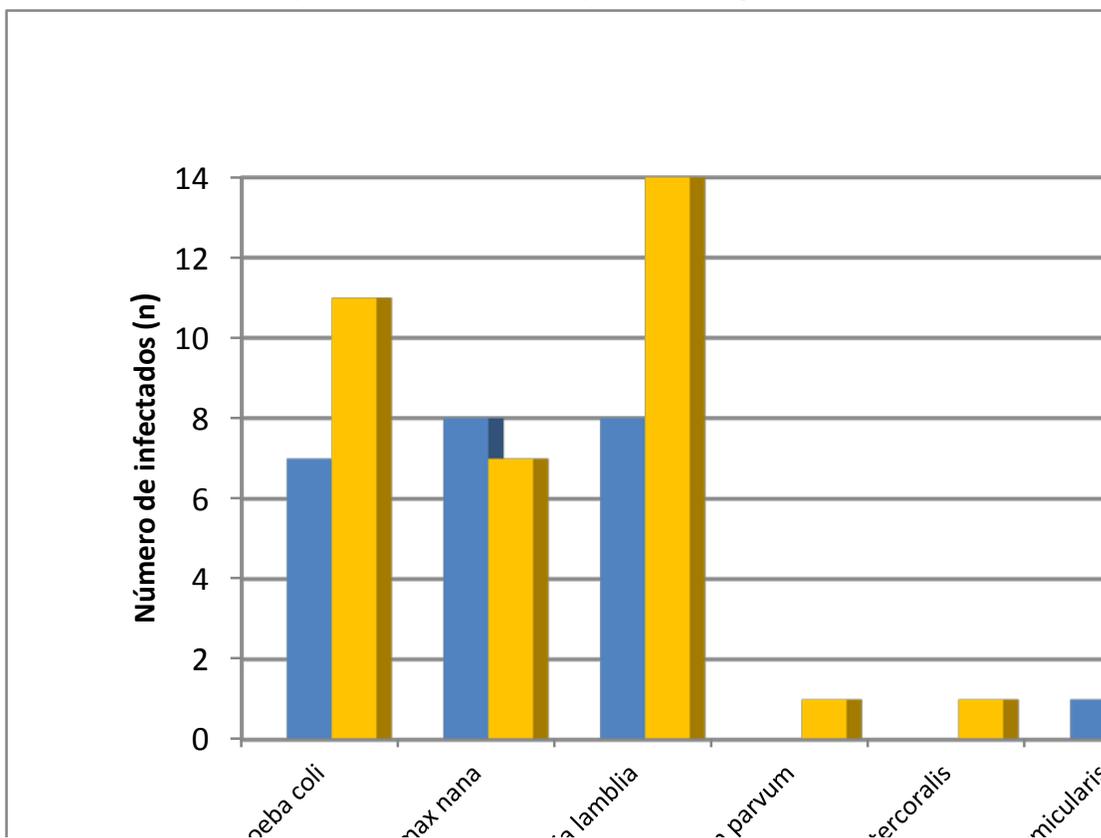
Observa-se, conforme Figura 1, que de uma forma geral os parasitos encontrados, *Cryptosporidium parvum* (1%), *Endolimax nana* (26%), *Entamoeba coli* (31%), *Enterobius vermicularis* (2%), *Giardia lamblia* (38%) e *Strongyloides stercoralis* (2%). Na Figura 10 observa-se o número de indivíduos infectados de acordo com o sexo.

Figura 1. Distribuição da positividade de parasitas e comensais intestinais.



Conforme pode ser comparado na Figura 2, verifica-se que houve uma maior prevalência no gênero feminino, quando comparado com as amostras do gênero masculino.

Figura 2. Número de Indivíduos infectados conforme gênero (masculino e feminino) e ocorrência de parasitos em exames coproparasitológicos



Verifica-se no quadro 1, o número de casos positivos, portadores e respectivas idades médias.

Foi realizada uma análise de variância em ANOVA, entre estes três parasitos mais ocorrentes nas amostras, sendo verificado uma diferença estatisticamente significativa entre as médias de idades dos indivíduos, sendo calculado um valor de $F=11,37$ (com $P<0,001$). Desta forma, a indicativa de que houve diferença e denotando os valores obtidos para *Giardia lamblia*, conclui-se que o valor da faixa etária observado para este parasito, foi diferentemente menor quando comparado entre todos os outros protozoários.

Quadro 1 - Idade média de portadores infectados

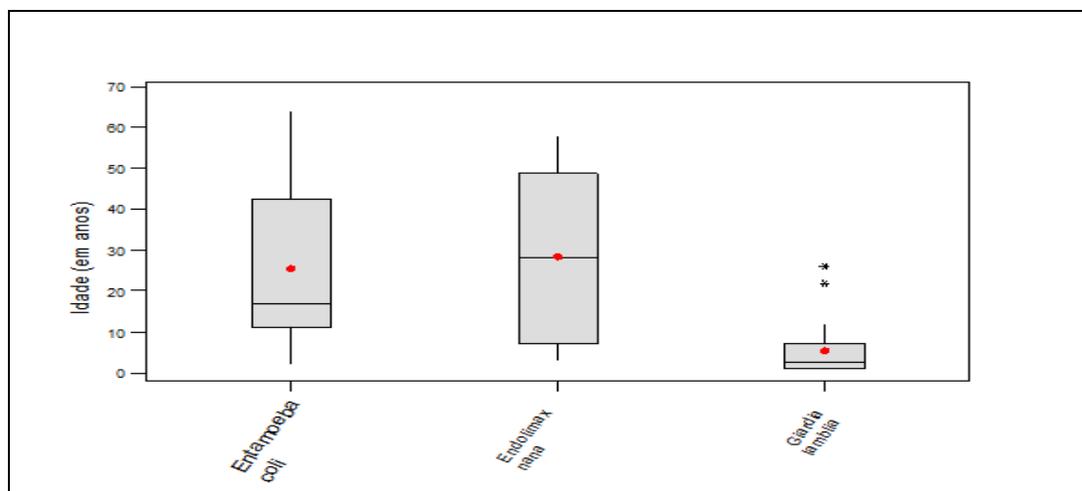
PARASITOS	Nº PORTADORES		IDADE MÉDIA	Prevalência
	Feminino	Masculino	Anos	(%)
<i>C. parvum</i>	01	00	17	1
<i>E. nana</i>	07	08	28	26
<i>E. coli</i>	11	07	25	31
<i>E. vermicularis</i>	00	01	04	2
<i>G. lamblia</i>	14	08	05	38
<i>S. stercoralis</i>	01	00	66	2
TOTAL				100 %

Conforme observa-se na Figura 3, o protozoário *Entamoeba coli* foi observado em uma maior amplitude de faixa etária, apesar de que a média de idades observada para este parasito tenha sido 25,59 (com SD=20.01); inferior ao observado para *Endolimax nana*, a qual verificou-se média de idades igual a 28,36 (com SD=20,79).

Por outro lado, para *Giardia lamblia*, observou-se a ocorrência em faixas etárias bem menores, com média de idades de 5,50 (com SD=6,86).

Em uma pesquisa realizada por Andrade et al. (2010), relata que a giardíase é comum em crianças menores de 10 anos de idade apresentando na fase aguda diarreia explosiva, acompanhada de distensão e dores abdominais.

Figura 3 –Distribuição da ocorrência de Protozooses intestinais conforme faixa etária, em amostras de pacientes atendidos no Laboratório Clínico.



De acordo com as estimativas do IBGE, a cidade de Ourinhos-SP ultrapassou os 104 mil habitantes no ano de 2012. Os dados coletados em no Laboratório Clínico Particular dessa cidade corresponde a 351 integrantes, sendo 202 mulheres e 149 homens incluindo crianças e adolescentes. Denota-se através do quadro 2 que no Laboratório Central localizado na cidade de Ourinhos teve maior número de positividade em enteroparasitoses intestinais quando em comparação com os Laboratórios Bernardino de Campos e Manduri que atenderam SUS (Sistema Único de Saúde) durante este período.

Quadro 2. Prevalência de parasitos em portadores que realizaram o exame coproparasitológico nas diferentes cidades

PARASITOS	CIDADES/SP (PREVALÊNCIA)				
	Bernardino de Campos	Manduri	Ourinhos	Santa Cruz do Rio Pardo	Outras
<i>C. parvum</i>	--	--	01	--	--
<i>E. nana</i>	04	02	04	--	03
<i>E. coli</i>	08	05	05	--	01
<i>E. vermicularis</i>	--	--	--	01	--
<i>G. lamblia</i>	--	03	05	06	--
<i>S. stercoralis</i>	--	--	--	--	01
TOTAL	12	10	15	07	05

Os parasitos prevalentes da cidade de Ourinhos de acordo com esta pesquisa estão *Endolimax nana*, *Entamoeba coli*, *Giardia lamblia* e *Cryptosporidium parvum*, correspondendo este ultimo a uma adolescente de 17 anos de idade.

A prevalência de parasitos em Bernadino de Campos e Manduri foram *Endolimax nana*, *Entamoeba coli* e *Giardia lamblia*. Ocorreu em uma criança de 10 anos de idade uma associação entre as espécies *E. nana* e *E. coli* na cidade de Bernardino.

O único caso de positividade para *Enterobius vermicularis* correspondia a uma criança de 4 anos de idade, do sexo masculino habitante na cidade de Santa

Cruz do Rio Pardo/SP, onde a prevalência de parasitos encontrados corresponde a espécie *Giardia lamblia*.

Conforme quadro 3 é possível observar os casos de parasitos de acordo com a cidade e bairro dos indivíduos infectados que realizaram o exame coproparasitológico.

Quadro 3. Positividade de parasitos e comensais de acordo com a Cidade e seu respectivo bairro.

PARASITO	CIDADE	BAIRRO
<i>C. Endolimax nana</i> e <i>Ent. Coli</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	Salto Grande	Centro
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	Salto Grande	São Sebastião
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	Ourinhos	Vila Odilon
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	Ourinhos	Parque Gabriela
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	Ourinhos	Centro
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	Ourinhos	COHAB
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	Jacarézinho	Marques dos Reis
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	Manduri	Não consta
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	Manduri	Não consta
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Ourinhos	Jardim Matilde
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Ourinhos	Royal Parque
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Ourinhos	COHAB
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Ourinhos	Jardim São Silvestre
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Ourinhos	Jardim Paulista
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	São Pedro do Turvo	Centro
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Manduri	Não consta
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Manduri	Não consta
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Manduri	Não consta
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Manduri	Não consta
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	Manduri	Não consta
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Ourinhos	Santa Maria
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Ourinhos	Jardim Ouro Verde
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Ourinhos	Centro
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Ourinhos	Jardim Ouro Verde
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Ourinhos	Jardim São Silvestre
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Santa Cruz	Jardim São João
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Santa Cruz	Centro
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Santa Cruz	Jardim São João
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Santa Cruz	Centro
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Santa Cruz	Centro

Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Santa Cruz	Chacara Peixe
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Bernardino de Campos	Não consta
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Manduri	Não consta
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Manduri	Não consta
Cistos de <i>Giardia lamblia</i>	Manduri	Não consta
Larvas <i>Strongyloides stercoralis</i>	São Pedro do Turvo	Centro
Oocistos <i>Cryptosporidium parvum</i>	Ourinhos	Royal Parque
Ovos <i>Enterobius vermicularis</i>	Santa Cruz	Oswaldo Cortela

Por motivos operacionais não se utilizou metodologia específica para pesquisa de *Cryptosporidium parvum*, *Enterobius vermicularis* e *Strongyloides stercoralis*, sendo que os baixos índices encontrados para estes parasitos pode ter ocorrido em função da metodologia empregada. Vale ressaltar que duas dessas espécies foram encontradas em diferentes municípios, podendo essa positividade estar relacionada com a área geográfica.

Sobre a estrogiloidíase Andrade et al. (2010) afirmam que:

Existem três formas de infecção: hetero ou primoinfecção (quando as larvas presentes no solo penetram na pele), a autoinfecção interna (penetração das larvas na mucosa intestinal de indivíduos infectados, cronificando a doença por vários meses ou anos) e a autoinfecção externa (as larvas penetram na pele da região perianal).

CONCLUSÕES

Observou-se a partir dos resultados que houve uma grande ocorrência para *Giardia lamblia* 38% entre as amostras positivas, em segunda colocação *Entamoeba coli* com 31%, seguida de *Endolimax nana* com 26% das amostras positivas, *Enterobius vermicularis* com 2%, *Strongyloides stercoralis* também com 2% e por último *Cryptosporidium parvum* com 1%.

Denota-se que no Laboratório Central localizado na cidade de Ourinhos teve maior número de positividade em enteroparasitoses intestinais quando em comparação com os Laboratórios Bernardino de Campos e Manduri que atenderam SUS (Sistema Único de Saúde) durante o período estudado.

Provavelmente as causas de casos de infecção nessa classe social podem estar relacionadas a uma maior ingestão de leguminosos, verduras e carnes contaminadas, tanto daqueles que são preparados em casa, como principalmente de restaurantes desconhecidos.

A espécie *Ascaris lumbricoides* é uma das mais prevalentes em todo o mundo, no entanto não foi encontrada durante esta pesquisa que analisou 878 amostras de fezes em quatro cidades no período de Janeiro a Junho de 2012.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABRAHAM, R.S.; TASHIMA, N.T.; SILVA, M.A. Prevalencia de enteroparasitoses em reeducandos da Penitenciária “Mauricio Henrique Guimarães Pereira” de Presidente Venceslau – SP. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, Rio de Janeiro – RJ, v.39, n.1, p.39-42, 2006.

ANDRADE, E.C.; LEITE, I.C.G.; RODRIGUES, V.O.; CESCA, M.G. Parasitoses Intestinais: uma revisão sobre seus aspectos sociais, epidemiológicos, clínicos e terapêuticos. **Revista da Associação Portuguesa de Sociologia**, Juiz de Fora, v.13, n. 2, p. 231 - 240, 2010.

BROOKS, G.F.; CAROOLL, K.C.; BUTEL, J.S.; MORSE, S.A.; MIETZNER, T.A. **Microbiologia Médica de Jawetz, Melnick e Adelberg**. 25. ed. Porto Alegre-RS. AMGH, 2012, 814p.

CARLI, G.A.; SARAIVA, P.J. Diagnóstico de laboratório da criptosporidiose humana. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, Rio de Janeiro – RJ, v. 23, n. 2, p. 26-30, 1991.

CARLI, G.A. **Parasitologia clínica: seleção de métodos e técnicas de laboratório para o diagnóstico das parasitoses humanas**. 2. ed. São Paulo: Atheneu. 2011. 906 p.

CAUDURO, P.F.; MÉZZARI, A.; DIAS, C.A.G. Diagnóstico laboratorial de *Cryptosporidium*. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**. Rio de Janeiro – RJ, v. 18, n. 4, p. 99-102, 1986.

CERQUEIRA, E.J.L.; BARRETO R.O. Avaliação da eficácia de três métodos no diagnóstico de parasitoses intestinais. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**. Rio de Janeiro - RJ, v. 25, n. 3, p.85 - 86, 1993.

COELHO, C.; CARVALHO, A. R. **Manual de Parasitologia Humana**. 2. ed. Canoas: Ulbra. 2005. 263p.

MINITAB FOR WINDOWS (RELEASE 10.1). **User's guide**. Pennsylvania – USA: Enterprise Drive St. Cl. 1994.

NEVES, D.P. **Parasitologia Humana**. 11. ed. São Paulo: Atheneu. 2010. 494p.

SATURNINO, A.C.R.D.; NUNES, J.F.L.; SILVA, E.M.A. Relação entre a ocorrência de parasitos intestinais e sintomatologia observada em crianças de uma comunidade carente de Cidade Nova, em Natal. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, Natal – RN, v.35, n.2, p.85-86, 2003.